MBL/WHOI
0 0301 0013849 1

Ueber die

Organisation und Physiologie der Cyanophyceenzelle

und die mitotische Teilung ihres Kernes

von

Dr. F. G. Kohl

a. o. Professor der Botanik an der Universität Marburg.

Mit 10 lithographischen Tafeln.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.
1903.

Alle Rechte vorbehalten.

Inhalt.

	Seite
Einleitung	1
Abschnitt I. Zentralkörner	8
Abschnitt II. Cyanophycinkörner	35
Abschnitt III. Fett, Gerbstoffe	53
Abschnitt IV. Chromatophoren	59
Abschnitt V. Glykogen	84
Abschnitt VI. Membran und Scheide	88
Abschnitt VII. Plasmaverbindungen	101
Abschnitt VIII. Verschlusskörper	109
Abschnitt IX. Vakuolen	116
Abschnitt X. Chromatische Substanz	122
Abschnitt XI. Heterocysten	130
Abschnitt XII. Konkavzellen	135
Abschnitt XIII. Zentralkörper	139
Abschnitt XIV. Zusammenfassung der Resultate	184
Abschnitt XV. Bemerkungen zu den verwandtschaftlichen Beziehungen zwischen Cyanophyceen und Bakterien	193
Bemerkung zu Brands „Morphologisch-physiologischen Betrachtungen über Cyanophyceen“	198
Anhang. I. Uebersicht über die wichtigsten Reaktionen und Färbungen	202
II. Literatur-Verzeichnis	222
Erklärung der Abbildungen	229

MARINE BIOLOGICAL LABORATORY WOODS HOLE

Einleitung.

Die Frage nach der Organisation der *Cyanophyceen*-Zelle ist schon oft Gegenstand mehr oder minder eingehender Untersuchungen gewesen und doch ist dieselbe bisher nichts weniger als gelöst; die einander widersprechendsten Anschauungen waren aus einem wahren Chaos von übereinstimmenden oder differenten Beobachtungen hervorgewachsen. Nach der Auffassung der einen soll die *Cyanophyceen*-Zelle kernlos und ohne differenzierte Chromatophoren sein, nach derjenigen anderer besitzt sie sowohl einen Kern als auch echte Farbstoffträger, aber weder Kerne noch Farbstoffträger waren als solche legitimiert. Genau so unsicher waren bisher unsere Kentnisse über andere wichtige Erscheinungen an der *Cyanophyceen*-Zelle: über die verschiedenen Granulationen in derselben und deren chemische und physiologische Bedeutung, über die Beschaffenheit der Membranen, Scheiden und Gallerthüllen, über die Zusammensetzung des Farbstoffs und die Natur des Assimilationsproduktes, über die Existenz von Plasmodesmen und über die Funktion der Heterocysten und Konkavzellen, alle diese und noch viele andere Spezialfragen harrten der Beantwortung.

Es handelt sich freilich in den *Cyanophyceen* um niedrige und morphologisch einfache Pflanzen, allein zweifellos ist die einzelne Zelle dieser einfachen Organismen unendlich viel feiner organisiert als die meisten Zellen der sogenannten „höheren" Pflanzen, sind doch in ihr auf engstem Raume alle die Verrichtungen noch vereinigt, welche bei höheren Pflanzen auf verschiedene, oft zahlreiche und ungleich grössere Zellen verteilt sind. Ein und dieselbe winzige

Zelle, meist erreicht sie noch längst nicht die Größe selbst der kleineren Kerne in den Zellen höherer Pflanzen, nimmt hier die mineralische und organische Nahrung von außen auf, assimiliert, speichert und trägt fast unausgesetzt durch Wachstum und Teilung zur Vergrößerung des Individuums, zur Ausbreitung der Kolonie bei.

Bei dieser Accumulation der Verrichtungen auf kleinstem Raume ist die Ausnutzung des letzteren in einem Grade zu erwarten, wie wir sie bei großen Zellen nicht zu sehen gewohnt sind. Kein Wunder, wenn in der *Cyanophyceen*-Zelle ein und demselben Organe Funktionen anvertraut sind, welche wir sonst auf mehrere Organe verteilt zu sehen pflegen: der Kern steht nicht allein im Dienste der Vererbung, sondern speichert zugleich Reservestoffe, das Cytoplasma nimmt das Assimilationsprodukt den Chromatophoren ab und ist ebenfalls mit Reservestoffen aller Art so beladen, daß die winzigen Chromatophoren kaum noch Platz in demselben finden. Eine Plasmabewegung, welche in anderen Zellen den Stoffaustausch zwischen den einzelnen Organen wesentlich fördert, ist unmöglich, die innige Berührung muß auf andere Weise angestrebt werden, die Oberfläche des Kernes ist durch Ausbildung von peripherischen Ausstrahlungen, welche das Cytoplasma nach allen Seiten durchsetzen, in hohem Grade vergrößert, die Chromatophoren sind so klein, daß Hunderte davon auf ein Chromatophor anderer Gewächse gehen, und auch hier dürfte das herrschende Prinzip die Tendenz der Oberflächenvergrößerung sein. Die wichtigsten Organe des Protoplasten, Kern, Cytoplasma und Chromatophoren sind in der *Cyanophyceen*-Zelle so innig miteinander gemischt, daß wir überall, mit Ausnahme des Zentrums, das gleichsam für die Kernteilung reserviert ist, gleichzeitig Kern-Cytoplasma- und Chromatophorensubstanz in fast gleichmäßiger Verteilung finden. Die hier nur flüchtig angedeuteten Gesichtspunkte und noch viele andere, welche noch Erwähnung finden werden, mußten es als eine erfolg- und genußreiche Aufgabe erscheinen lassen, die Organisation des *Cyanophyceen*-Protoplasten eingehend zu untersuchen. Seit fünf Jahren habe ich mich daher, mit geringen Unterbrechungen infolge Mangels an lebendem Materiale, dem Studium der *Cyanophyceen*-Zelle in

anatomischer und physiologischer Hinsicht hingegeben und alle die oben angeführten Spezialfragen bearbeitet, und, wie ich glaube, ist der Erfolg meiner Bemühungen nicht herabgesetzt worden durch einige in letzter Zeit erschienene Publikationen auf diesem Gebiete, von welchen nur die von HEGLER noch stellenweise befruchtend auf meine in vielen Punkten abweichenden, in mehreren vollkommen koinzidierenden Ermittelungen wirken konnte.

Bei der Bearbeitung der vorliegenden Literatur über die Organisation der *Cyanophyceen*-Zelle, welche ein chaotisches Durcheinander von Meinungen und Gegenmeinungen darstellt und oft nur unter erschwerenden Umständen das relativ geringe Quantum feststehender Tatsachen erkennen läßt, wurde mir klar, daß der Grund zu den oft unbegreiflichen Differenzen teils in den wirklichen Befunden, teils in den aus diesen gezogenen Schlüssen, in erster Linie darin zu suchen war, daß die Forscher, welche sich bisher mit der Ergründung des *Cyanophyceen*-Protoplasten und seiner Organe und Einschlüsse befaßten, zu viele einzelne Vertreter dieser reich bevölkerten Algengruppe gleichzeitig bearbeiteten und dann nur zu leicht in der Fülle der Abweichungen zwischen den Individuen, Arten, Gattungen das Prinzipielle und überall Wiederkehrende und nur wenig Modulierte aus den Augen verloren. Die Darstellung der Endresultate läßt daher häufig an Klarheit und Uebersichtlichkeit noch viel zu wünschen übrig, oft stehen sich die Meinungen diametral entgegen, kein Wunder also, wenn von den Lehr- und Handbüchern der Botanik fast ein jedes sich anders über die *Cyanophyceen*-Zelle äußert, wobei oft mit anerkennenswertem Geschick unsere Armut an positivem Wissen verdeckt ist. Ich verzichte darauf, Beispiele anzuführen, da sich jedermann selbst davon zu überzeugen vermag.

Ich habe es deshalb vorgezogen, zunächst alle Spezialuntersuchungen nur an drei Formen vorzunehmen und zwar wählte ich drei, welche, nach Voruntersuchungen, sich in vielen Stücken gleichsam ergänzen, in vielen vollkommen oder im Prinzip übereinstimmen: *Tolypothrix*, *Nostoc* und *Anabaena*. Alle drei Formen stimmen, wie meine Untersuchungen ergeben, in Bezug auf den Zentralkörper und dessen mitotische Teilung überein, während sie die granulären

Einschlüsse betreffend gleichsam drei Typen repräsentieren, indem *Tolypothrix* große Zentralkörner im Kern, kleine Cyanophycinkörner im peripheren Cytoplasma, *Nostoc* nur große Cyanophycinkörner im Cytoplasma zeigt und endlich *Anabaena* ungefähr in der Mitte steht, insofern bei ihr die Zentralkörner nicht ganz fehlen, aber doch nur als sehr kleine Körner auftreten, während die im Cytoplasma eingelagerten Cyanophycinkörner an Größe denen des *Nostoc* nicht viel nachstehen.

Ich war somit in der Lage, die Cyanophycinkörner in ihren Reaktionen und Tinktionen, ohne daß andere Granulationen störend einwirken konnten, am *Nostoc*, die Zentralkörner an *Tolypothrix*, in der sie in besonderer Größe entwickelt sind, und an *Anabaena* beide in umgekehrter Größenentwicklung wie bei *Tolypothrix* studieren zu können. Der Vorzug dieser Art der Untersuchung liegt auf der Hand. Erst, wenn man an relativ großen Vertretern einer Körnerart deren Merkmale genau ermittelt hat, ist man imstande, letztere auch dann genau wiederzuerkennen, wenn die Granulationen sehr klein ausgebildet und durcheinander gemengt sind. Wie leicht ohne dieses methodische Vergehen sich Irrtümer einschleichen können, zeigt zur Genüge die bis jetzt vorliegende Literatur über die *Cyanophyceen*-Zelln. Es folgt aber aus dem Gesagten weiter, daß sich zur Untersuchung des Kernes *Tolypothrix* besonders gut eignen mußte, weil bei ihr die Granulationen außerhalb des Kernes quantitativ zurücktreten und daher letzteren weniger verdecken können. *Anabaena* dagegen, an welcher Gattung gerade häufig die Zentralkörperuntersuchungen angestellt wurden, erweist sich dazu als ziemlich ungeeignet, und ebenso *Nostoc*, weil bei beiden große Cyanophycinkörner im Cytoplasma den Einblick in die Kernstruktur oft sehr stark beeinträchtigen. Die Reservestoffnatur der in Rede stehenden Granulationen bringt es allerdings mit sich, daß letztere quantitativen Schwankungen unterworfen sind, weshalb auch unter geeigneten Umständen in *Nostoc* und *Anabaena* der Kernuntersuchung nicht ungünstiges Material gefunden werden kann, wenn man auf diese Verhältnisse achtet. Mitunter ist auch die Heranziehung von Hungerkulturen von erfreulichem Erfolge. *Meris-*

mopedia ist seiner Zellgestalt und Kleinheit wegen wenig geeignet zu Kernuntersuchungen. Hegler hat nach meiner Ansicht demnach gerade die beiden am wenigsten passenden Objekte zur Herstellung seiner Präparate und zur Anfertigung seiner Mikrophotogramme benutzt, woraus sich die Unbrauchbarkeit der letzteren erklärt.

In den Sommern der Jahre 1899 und 1900 beobachtete ich im Teiche des Marburger botanischen Gartens das massenhafte Auftreten der *Scytonemataceae Tolypothrix latana* Wartmann und entdeckte an ihr merkwürdige Tüpfelverschlüsse. Mit der Untersuchung der Plasmaverbindungen bei Algen[1]) einerseits, mit der des Karotins[2]) andererseits beschäftigt, nahm ich eine eingehende Prüfung nach beiden Richtungen auch dieser Alge vor und wurde allmählich mit dem inneren Bau derselben mehr und mehr vertraut, so daß ich bald die mannigfachen Differenzen zwischen meinen Ermittelungen und dem Inhalt der neueren *Cyanophyceen*-Abhandlungen, besonders der Untersuchung von A. Fischer (28 V) bemerken mußte. Dies veranlaßte mich, nunmehr einige der vielen sich auftürmenden Spezialfragen in Angriff zu nehmen. Im Herbst 1900 legte ich mir Zimmerkulturen von *Tolypothrix* an, welche unausgesetzt bis heute auf das üppigste gediehen und mir reichliches Material zur Untersuchung lieferten. Schon ehe Heglers (41) posthume Abhandlung über die Phykochromaceenzelle erschien, war ich mir über die wesentlichsten Punkte klar und fand auch in dieser letzten Publikation über den mich fesselnden Gegenstand bald neben dem mit meinen Befunden Uebereinstimmenden manches Abweichende heraus. Alles Unsichere und Problematische unterwarf ich hierauf einer erneuten kritischen Prüfung und war in erster Linie bestrebt, von dem für mich Feststehenden in Gestalt guter Dauerpräparate, sorgfältiger Zeichnungen und Mikrophotogramme unveränderliche Zeugnisse zu schaffen, um, damit bewaffnet, die sicher nicht ausbleibenden Zweifel und Kontroversen niederschlagen zu können, soweit es sich um grund-

1) F. G. Kohl, Beiträge zur Kenntnis der Plasmaverbindungen in den Pflanzen. Beihefte zum botan. Centralblatt. Bd. XII. 1902. H. 3.

2) F. G. Kohl, Untersuchungen über das Karotin und seine physiologische Bedeutung in der Pflanze. Leipzig 1902.

legende Beobachtungen handelt. Später nahm ich die analoge intensive Bearbeitung von *Nostoc caeruleum* und *Anabaena catenula*, von denen ich ebenfalls Kulturen besitze, in Angriff, um zum Schluß noch an einer ganzen Reihe von *Cyanophyceen* aus den verschiedensten Familien dieser reich bevölkerten Algengruppe das Gefundene auf seine Richtigkeit zu prüfen.

Diesen ersten Teil meiner *Cyanophyceen*-Untersuchungen übergebe ich hiermit der Oeffentlichkeit. Für die nächste Zukunft geplante weitere Mitteilungen werden Ausführliches bringen über die Resultate einer stattlichen Reihe von Kulturversuchen, angestellt mit den verschiedensten *Cyanophyceen* unter planmäßig variierten Ernährungsbedingungen, um den Einfluß der Zusammensetzung der Nährlösungen und des Nährsubstrats auf die Ernährungsvorgänge dieser Algen zu ermitteln. In engstem Konnex damit stehen die Ergebnisse in Gang befindlicher Untersuchungen über den Einfluß des Pilzsymbionten auf die *Cyanophyceen*-Gonidien im Flechtenthallus, über welche ich schließlich zu berichten gedenke.

Der Gang der Untersuchung ergab sich von selbst. Ich mußte zunächst die Organe des Protoplasten selbst kennen lernen, also begann ich mit der Untersuchung des Zentralkörpers und der chromatischen Substanz, des Cytoplasmas und der Chromatophoren: hieran schloß sich die der ergastischen Granulationen: der Zentralkörner, der Cyanophycinkörner und der Fetttropfen, sowie der übrigen vom Protoplasten erzeugten Bildungen: der Vakuolen, des Glykogens, der Membran und der Scheide. Den Schluß bildeten die Untersuchungen der Plasmaverbindungen, der Verschlußkörper, der Heterocysten und der Konkavzellen.

In der vorliegenden Darstellung habe ich aus praktischen Gründen, in erster Linie, um unvermeidliche Wiederholungen wenigstens auf das geringste Maß zu beschränken, eine andere Reihenfolge eingehalten und vor allem den Beweis der Kernnatur des Zentralkörpers als prinzipiell wichtigstes Ergebnis an das Ende gestellt. Die Abschnitte, in welche meine Abhandlung zerfällt, sind hiernach folgende:

I. Zentralkörner.
II. Cyanophycinkörner.
III. Fett.
IV. Chromatophoren.
V. Glykogen.
VI. Membran und Scheiden.
VII. Plasmaverbindungen.
VIII. Verschlußkörper.
IX. Vakuolen.
X. Chromatische Substanz.
XI. Heterocysten.
XII. Konkavzellen.
XIII. Zentralkörper.
XIV. Zusammenfassung der Resultate.
XV. Bemerkungen zu den verwandtschaftlichen Beziehungen zwischen *Cyanophyceen* und Bakterien.

Als Anhang habe ich eine Uebersicht über die wichtigsten Reaktionen und Färbungen und das Literaturverzeichnis zugefügt.

I. Abschnitt.

Zentralkörner.

Unter den körnigen Einschlüssen der *Cyanophyceen*-Zelle sind zweifellos die Zentralkörner die dominierenden. Ich verstehe darunter die Körner, welche in früheren Publikationen folgende Namen tragen:

Schleimkugeln Schmitz und Palla,
Chromatinkörner Nadson und Hieronymus pp.,
rote Körner Bütschli,
Zentralsubstanz Zacharias,
Schleimvakuolen Hegler.

Von allen diesen Bezeichnungen halte ich keine für passend: die eine, Chromatinkörner, erweckt in der Tat falsche Vorstellungen weil sie, soweit sich jetzt übersehen lässt, mit Chromatin nichts zu tun haben; die andere, rote Körner, greift als Charakteristikum eine einzige Eigentümlichkeit, das Verhalten gegen ein Tinktionsmittel heraus, die dritte, Zentralsubstanz, ist deshalb unzweckmäßig, weil man unter ihr die Substanz des Zentralkörpers verstehen könnte, die übrigen endlich, Schleimkugeln und Schleimvakuolen präjudizieren eine enge Beziehung der Substanz der in Rede stehenden Gebilde zu Schleim, worüber die Akten, wie ich nachweisen werde, noch nicht geschlossen sind. Ich habe mich deshalb nach reiflicher Ueberlegung entschlossen, den Namen „Zentralkörner" zu wählen, weil es Körner sind, welche als die einzigen stets im Zentralkörper liegen. Ein Uebelstand ist es,

daß „Zentralkörner“ zu sehr an „Zentralkörper“ anklingt, das ist aber nicht Grund genug, diese Bezeichnung zu verwerfen und den vielen bereits vorhandenen noch eine ganz neue hinzuzufügen.

Lage der Zentralkörner.

Für die Mehrzahl der in der *Cyanophyceen*-Zelle liegenden Zentralkörner ist die Lage derselben nicht zweifelhaft. Sie nehmen das Zentrum der Zelle und damit das Zentrum des Zentralkörpers ein. Dies zunächst bei *Tolypothrix* sicher zu konstatieren, habe ich mich des untrüglichen Mittels bedient, isolierte Zellen unterm Mikroskop zu wälzen. Kombiniert man dann die Bilder von der Cylinderfläche her und von den ebenen Grundflächen, so kann eine Unklarheit über die Lage und Form der Zentralkörner nicht mehr bestehen. Sie werden allseitig von Zentralkörpersubstanz umgeben. Ich verweise auf die Fig. 6, 7, 9—15, Taf. a etc. Die Form ist die einer Kugel, doch kann auch Scheibenform, Bikonvexlinsenform etc. vorkommen (siehe Fig. 16 Taf. b etc.).

Bei langem Horizontalliegen von Algenfäden stellen sich die linsenförmigen Zentralkörner merkwürdigerweise meist auf die Kante, so daß der Faden dann obigen Anblick gewährt.

Die Grösse der Zentralkörner ist sehr verschieden. Bei *Tolypothrix* fand ich die größten, deren Durchmesser zwischen 2—4 μ schwankt; selten waren sie noch etwas größer.

Eine Folge der von mir zuerst konstatierten morgensternartigen Form des Zentralkörpers ist es, daß einzelne Zentralkörner, meist sind es kleinere, scheinbar außerhalb des Zentralkörpers im peripheren Plasma oder in dem von manchen Forschern als hohlcylindrisch angenommenen Chromatophor liegen. Diese periphere Lage der Zentralkörner ist aber nur eine scheinbare. Die Zentralkörner können den Ausstrahlungen des Zentralkörpers eingelagert sein und erscheinen dann, solange sie noch an der Basis der Strahlen liegen, dem Zentralkörper angelagert, wenn sie in den Strahlen aber weiter und weiter nach außen rücken, in der sogenannten Rindensubstanz eingelagert. Ein Blick auf die schematisierte optische Längsansicht einer *Tolypothrix*-Zelle in Fig. 12

Taf. h klärt hierüber vollständig auf. In diesen Figuren ist das Cytoplasma farblos gelassen, der Zentralkörper hellblau, die Zentralkörner aber dunkelblau getont. Schwarz sind die Fetttropfen, rot die Cyanophycinkörner und grün die winzigen Chromatophoren gefärbt. Fig. 13 Taf. h stellt den schematischen Querschnitt derselben Zelle dar. Um sich die irrtümliche Auffassung über die Lokalisation der verschiedenen Einschlüsse im allgemeinen und der Zentralkörner im besonderen begreiflich zu machen, braucht man nur die beiden Figuren aus einer Entfernung anzusehen, in der man die Ausstrahlungen des Zentralkörpers nicht mehr unterscheiden kann; dann wird die Abgrenzung des Zentralkörpers nach außen undeutlich und manche Zentralkörner erwecken die Vorstellung, als lägen sie in der sogenannten Rindenschicht eventuell dem Zentralkörper angeschmiegt, und zweifellos dem peripheren Cytoplasma eingelagerte Granulationen (Cyanophycinkörner, Fetttröpfchen) scheinen dem Zentralkörper anzugehören.

Wie unsicher und schwankend bisher die Ansichten der Forscher über die Lage der Zentralkörner in der Cyanophyceenzelle war, möge aus folgendem hervorgehen.

Palla (76) sagt: „Die Schleimkugeln sind dem Zentralkörper angelagert und nur selten treten sie, von demselben entfernt, im Chromatophor auf." Die Abbildungen Pallas (Taf. XXIV, Fig. 18, 21, 22, 19 I und II, 37, 41) lassen keinen Zweifel darüber, daß er, Palla, die Zentralkörner meint, die er, wenn er einmal einen Querschnitt, optischen oder wirklichen, betrachtet hätte, im Zentralkörper eingelagert gefunden haben würde.

Hegler leitet seinen Abschnitt über die Schleimvakuolen mit den Worten ein: „Ausser den aus fester Substanz bestehenden Eiweißkrystalloiden finden sich im peripheren Plasma der Zellen vieler *Phykochromaceen* noch runde, sehr verschieden große kuglige Gebilde, aus einer, wie es scheint, zähflüssigen Substanz etc." Der Satz Heglers (p. 309): „In der Tat sind die Schleimvakuolen stets eine Bildung des peripheren Plasmas, wobei sie jedoch häufig die nächste Nähe des Zentralkörpers bevorzugen, so daß sie denselben manchmal in dichtem Kranz umgeben", ist falsch. Gerade

das Gegenteil ist richtig, die Zentralkörner sind stets eine Bildung des Zentralkörpers, sie liegen ausschließlich im Zentralkörper und wenn sie im peripheren Plasma eingelagert erscheinen, so ist dies eine Täuschung; sie sind alsdann den in das periphere Plasma hineinragenden Ausstrahlungen des Zentralkörpers eingefügt.

Bütschli (11[II]) fand seine „roten Körner" vorzugsweise innerhalb des Zentralkörpers und zwar besonders häufig an seinem peripheren Teile, außerdem aber auch allerdings außerhalb desselben in der Rindenschicht (p. 32).

„Bei Chromatium wie den Oscillarien fanden wir, daß die Körnchen gelegentlich auch im Plasma (Rindenschicht) vorkommen, jedoch, wie früher bemerkt, im ganzen spärlich. Demnach kann es uns auch nicht überraschen, daß wir sie bei den genannten Protisten gleichfalls im Plasma antreffen. Immerhin fällt es sehr auf, wie massenhaft sie hier zum Teil durch das ganze Plasma zerstreut sind. Weitere Untersuchungen haben darüber zu entscheiden, ob die Bildungsstätte der Körnchen im Kern ist und ob sie von da in das Plasma übertreten. Es erscheint dies nicht unwahrscheinlich, da sie bei *Oscillarien* in der Regel auf den Kern beschränkt sind."

Hegler zieht nun aus dieser Abweichung in den Befunden einen weiteren Schluß. Da kein Grund vorliege, die Feststellung Bütschlis irgendwie in Zweifel zu ziehen, so dürfe man Pallas Schleimkugeln und Bütschlis „rote Körnchen" nicht ohne weiteres identifizieren. Dieser Schluß ist, nach dem, was ich über die Lagerung der Zentralkörner bereits mitgeteilt habe, als voreilig und nicht stichhaltig zu verwerfen.

Zacharias (107[V] p. 2) charakterisiert die Lage der Zentralkörner mit den Worten: „Die Zentralsubstanz erscheint in dem farblosen Zentralteil der Zellen" und auf p. 33. „Abweichend von den bei *Gloiotrichia* gewonnenen Ergebnissen konnte an lebenden *Nostoc*-Zellen unzweifelhaft festgestellt werden, daß die großen Centralkörner im Zentralkörper lagen". Ganz in derselben Weise schildert Zacharias (107[IX]) durch Worte und Abbildung die Lage der Zentralkörner in seiner Abhandlung vom Jahre 1900. p. 27, er hat also in der Zeit von 1891 bis 1900 seine Anschauung nicht geändert

außer in einem Falle: *Gloiotrichia Pisum*. Hier hat sich Zacharias beeinflussen lassen durch die Kontraktionen des Centralkörpers, durch welche dann mitunter der Anschein erweckt werden kann, als ob die Zentralkörner nur der Aussenseite des Zentralkörpers anlägen. Man kann an isolierten, auf der Querwand liegenden Zellen von *Tolypothrix* aber den ganzen Vorgang, der diese Täuschung hervorruft, künstlich inscenieren, wenn man den Zentralkörper zur Kontraktion bringt. Es fallen dann die Oberflächenpartien zwischen den Zentralkörnern gleichsam ein, so daß sich die letzteren hervorwölben: allein es ist nicht einzusehen, weshalb dabei die Zentralkörner aus dem Zentralkörper austreten sollten: dann würde im Gegenteil das Endbild ein ganz anderes sein müssen, der Zentralkörper würde gegen die angelagerten Zentralkörner abgesetzt sein und nicht überall der Eindruck, den auch Zacharias immer hatte, erweckt werden, als ob die Zentralkörner von dünnen Schichten der Zentralkörpersubstanz umhüllt würden. Leider hat auch Zimmermann (110 I) in seiner „Botanischen Mikrotechnik" die Verhältnisse falsch zur Darstellung gebracht. Zimmermanns Schleimkugeln (*Scytonema* und *Nostoc*, mit Essigkarmin gefärbt) sind Cyanophycinkörner; seine Fig. 57 deckt sich fast ganz mit der Fig. 2 und 24 der Taf. I, Zacharias (107 IX), wo die „Körner", wie die dazugehörige Erklärung im Text beweist, peripher gelagerte Cyanophycinkörner sind. Mit Essigkarmin färben sich die Schleimkugeln (= Zentralkörner) niemals.

Die Fig. 18, 22, 37 und 41 Pallas, denen Hegler Inkorrektheit vorwirft, sind in der Tat richtig, es sind optische Längsschnitte, und eben weil in Fig. 18 beispielsweise alle Zentralkörner, welche hier meist in der Einzahl in den Zellen liegen, gleichzeitig scharf erscheinen mit den Konturen der Längswände, müssen sie im Zentralkörper liegen.

Wenn, wie es bei *Tolypothrix* oft vorkommt, in jeder Zelle eines Fadens nur ein Zentralkorn liegt, so sieht man dieselben in den aufeinanderfolgenden Zellen meist gleichzeitig alle scharf, weil sie allesammt in der Längsachse des Fadens, d. h. jedes Korn im Mittelpunkt der Zelle liegt. Nach Heglers Auffassung könnte dies nicht

der Fall sein, denn es wäre dann kein Grund dafür ersichtlich, daß die Zentralkörner alle zufällig an derselben Seite der Zentralkörper „angelagert" seien.

Wie ich schon des öfteren erwähnte, liegen Zentralkörner mitunter scheinbar im peripheren Cytoplasma. Sie sind dann den Ausstrahlungen des Zentralkörpers eingelagert. Bringt man letztere langsam zum Einziehen durch vorsichtige Kontraktion, so sieht man nicht selten die sich einziehenden Ausstrahlungen die in ihnen enthaltenen Zentralkörner mitnehmen und am Ende liegen letztere dann dem kontrahierten Zentralkörper gleichsam angedrückt, in Wirklichkeit aber in dessen äußerster Region, oft in das Cytoplasma als Buckel vorspringend, immer aber von einer, wenn auch noch so dünnen, Schicht von Zentralkörpersubstanz nach außen umhüllt. Geht die Kontraktion sehr rasch, so mögen wohl die Ausstrahlungen zum Teil durchreissen und dann kommt es vor, daß die von Anfang an peripher liegenden Zentralkörner in dem verbleibenden Zentralkörperstück liegen bleiben; diesen Fall möchte ich aber als äußerst selten bezeichnen.

Daß es sich trotz dieser abweichenden Lagerung, welche durch meine Entdeckung der wahren Gestalt des Zentralkörpers ihre Aufklärung finden, bei allen Autoren, die ich soeben anführte, um ein und dasselbe Gebilde handelt, geht mit Sicherheit aus der Uebereinstimmung ihrer Reaktionen und ihres chemischen Verhaltens hervor.

Die Zentralkörner stimmen mit den unter den verschiedenen Namen gehenden Gebilden früherer Autoren darin überein, daß

1. sie eine weiche, zähflüssige Konsistenz aufweisen,
2. die Methylenblau und Methylenviolett lebend intensiv speichern,
3. sie sich nach geeigneter Fixage rot bis rotviolett färben mit verdünntem, saurem Hämatoxylin,
4. sie sich mit Säurefuchsin, Essigkarmin und Brillantblau nicht färben,
5. sie mit Vanillinsalzsäure unter Quellung eine rote resp. violette Farbe annehmen.

Ich erwähne diese charakteristischen Reaktionen und Eigenschaften der Zentralkörner hier vorläufig nur deshalb, um sicher zu stellen, was unter den Granulationen verschiedenster Bezeichnung anderer Autoren mit meinen Zentralkörnern identisch ist.

Frage nach der chemischen Natur der Zentralkörner.

Die Substanz der Zentralkörner ist allem Anschein nach zähflüssig und stärker lichtbrechend als die Umgebung, woher es kommt, daß erstens die Zentralkörner ihre Form unter geeigneten Umständen verändern können und zweitens, daß sie von einem hellen Hof umgeben zu sein scheinen. Zukal hielt diesen Hof, eine rein optische Erscheinung, irrtümlicherweise für eine Plasmahülle seiner vermeintlichen „Zellkerne".

Um einige besonders charakteristische Merkmale der Zentralkörpersubstanz in den Vordergrund zu stellen, führe ich ihre Unlöslichkeit in verdünnter Salzsäure, ihre Rotfärbung mit Hämatoxylin (Bütschlis rote Körner), ihre intensive Farbstoffaufnahme bei der Lebendfärbung mit Methylenblau oder Methylviolett und ihre Violettfärbung mit Vanillinsalzsäure an und weise ferner darauf hin, daß eine ganze Reihe von Reagentien die Zentralkörner zur Quellung bringen.

In Lösungen von Chlorcalcium oder Millon'schem Reagens oder auch schon durch Kochen mit Wasser quellen die Kugeln und werden hohl. Sie erscheinen dann im optischen Querschnitt als Ringe, wie sie die Fig. 1, Taf. d oder Fig. 9, Taf. g zeigt. Palla bildet in Fig. 19 II, Taf. XXIV solche hohlkuglige Zentralkörner ab. Diese Ringe besitzen einen auffallenden Glanz, der den der intakten Körner bei weitem übertrifft; es macht den Eindruck, als habe sich der ganze Inhalt der Kugel in deren Peripherie verdichtet.

Uebersieht man die bisher vorliegenden Resultate der Prüfung der Zentralkörner auf ihr tinktionelles und chemisch-physikalisches Verhalten hin, so darf man wohl zunächst behaupten, aus was für Stoffen die Zentralkörner nicht bestehen können. Ausgeschlossen ist ihre Stärke- und Glykogennatur, da sie sich mit Jodalkohol, Jod-

wasser oder Jodjodkalium nicht blau wie Stärke, nicht braunrot wie Glykogen färben.

Verschiedene Male tauchte die Vermutung auf, es handle sich in den Zentralkörnern um Paramylum $(C_6H_{10}O_5)n$ [oder eine paramylumähnliche Substanz] (Hansgirg, Cohn), welches ja bekanntlich in Form kleiner Körnchen im Körnerplasma von *Myxomyceten* sowie grösserer, farbloser kreisrunder bis cylindrischer, oft geschichteter, abgeflachter Körner im Körper vieler *Flagellaten* (*Euglenaceae*, *Astasiaceae* und *Peranemaceae*, *Cryptomonas*) auftritt.

Deinega (21) hat zwar bereits die Paramylumnatur der Zentralkörner in Abrede gestellt, da er konstatieren konnte, daß die Zentralkörner in 1-proz. Salzsäure, in schwacher Schwefelsäure sowie in Chloralhydrat verschwinden und durch Pikrokarmin tingierbar sind, was vom Paramylum nicht gilt. Da jedoch einerseits das Verschwinden der Zentralkörner erfahrungsgemäß häufig nur ein scheinbares, optisches, ist, z. B. in Chloralhydrat, andererseits die Tinktion der Zentralkörner mit Pikrokarmin undeutlich ist und dann eventuell auch nicht einmal Eigenfarbe zu sein braucht, schien es mir dringend geboten, nochmals die Eigenschaften der Zentralkörnersubstanz mit denen des Paramylums zu vergleichen.

Paramylum wird von kochenden, verdünnten Mineralsäuren und organischen Säuren nicht verändert, ist unlöslich oder fast unlöslich in kaltem Wasser, Alkohol, Aether, Salpetersäure und konzentrierter Chromsäure; leicht löst es sich dagegen in 6-proz. Kalilauge und in konzentrierter Schwefelsäure (80 Vol. engl. Schwefelsäure auf 100 Vol. Wasser). In kochendem Wasser quillt es gallertartig auf, von Diastase wird es nicht verändert, kochende konzentrierte Salzsäure erzeugt aus ihm einen gärungsfähigen Zucker. Jod und Chlorzinkjod färben es nicht, ebensowenig organische Farbstoffe.

Es sind demnach als durchgreifende und leicht festzustellende Unterschiede zwischen den Zentral- und Paramylumkörnern zu bezeichnen:

1. die Untingierbarkeit des Paramylums durch Farbstoffe und Jod,
2. die Widerstandsfähigkeit gegen verdünnte Säuren und Fermente.

3. die Löslichkeit in Formalin [Kutscher (58)].

Die Zentralkörner lösen sich unter Quellung in verdünnten Säuren, sie tingieren sich mit Methylenblau, Methylviolett, Hämatoxylin etc. und werden von Formalin nicht nur nicht gelöst, sondern sogar gehärtet.

Das der Hemicellulose nahestehende Amyloid weicht ebenfalls in seinen charakteristischen Reaktionen und Tinktionen von der Substanz der Zentralkörner nicht unbeträchtlich ab, wie nebenstehende Vergleichstabelle zeigt:

Amyloid	Zentralkörner
	Jodalkohol. Jodjodkalium: farblos
Jodpräparate: blau	Chlorzinkjod: blauviolett bis schwarzblau zum Teil gequollen.
Jod + Schwefelsäure: gelb bis braun	gelblich
Kreosot-Zinnchlorür-Anilin: tief rot	farblos
Kongorot: intensiv rot	ungefärbt
Korallin: rot	schwach rosa
Methylen (alkoholisch): blau	blau
Safranin (alkoholisch): orange bis rot	ungefärbt, höchstens gelblich
Alkannatinktur: stahlblau	ungefärbt.

Fettkugeln können die Zentralkörner gleichfalls nicht sein, da die Fettkugeln, welche neben den Zentralkörnern in der *Cyanophyceen*-Zelle häufig vorhanden sind, sich mit Osmiumsäure schwärzen, in Sudan III-Lösung schön rot, in Gelblösung (Dimethylamidoazobenzol) aber gelb färben, was die Zentralkörner niemals tun.

Die Angabe Heglers, die Zentralkörner (seine Schleimvacuolen) schwärzten sich bei Behandlung mit Osmiumpräparaten, beruht auf einem Irrtum, der durch die falsche Vorstellung Heglers über den Ort der Einlagerung der Zentralkörner ermöglicht wurde. Da Hegler seine Schleimvakuolen in den peripheren Teil der Zelle verlegt, konnte er sie verwechseln und hat sie in seinen Osmium-

präparaten verwechselt mit den an diesem Orte vorkommenden Fettkugeln.

Auch Gerbstoff ist in den Zentralkörpern nicht enthalten, denn alle Gerbstoffreaktionen ergaben ein negatives Resultat.

Mit der Annahme, daß es sich in der Zentralkörnersubstanz um „eiweißhaltige Schleime" handelt, steht in Einklang, daß die Zentralkörner durch Alkohol, Osmiumsäure und Formaldeyd bis zu einem gewissen Grade schwer löslich gemacht werden, daß sie sich in Alkalien (kaustischen und kohlensauren) sowie in konzentrierten Säuren leicht lösen, in verdünnten Säuren dagegen schwerlöslich, in Alkohol, Aether, Chloroform aber unlöslich sind.

Während die Cyanophycinkörner von Pepsin und Pankreatin rasch und vollständig verdaut werden, haben sich die Zentralkörner stets als unverdaulich erwiesen.

Angesichts aller typischen Reaktionen und Tinktionen konnte ich mich des Eindrucks nicht erwehren, es lägen in den Zentralkörnern, deren Gegenwart ich übrigens auch bei vielen Diatomeen (*Navicula*, *Gomphonema* etc., Fig. 11 und 12, Taf. g) konstatieren konnte, ähnliche Gebilde vor, wie jene Kugeln, welche 1887 von Ernst (25[1]) am *B. xerosis* entdeckt und welche seitdem in einer ganzen Reihe Bakterien aufgefunden wurden. Um wenigstens in Kürze zu rekapitulieren, in welchen Spaltpilzen diese mit Methylenblau vital sich schnell tiefblau färbenden Kugeln gesehen worden sind und welche wechselvolle Deutung dieselben im Laufe der Zeit von seiten der verschiedenen Forscher erfahren haben, sei hier eine gedrängte historische Uebersicht der auf sie bezüglichen Publikationen gegeben.

Ernst hielt die mit Löfflerschem Methylenblau sich tiefblau färbenden Kugeln, deren Anwesenheit er später auch noch bei *Pseudomonas syncyanea*, bei einer Sarcina und einem Coccus fand, für Sporen, welche Auffassung Neisser (1888) mit ihm teilte, während sie von Babes (1889) bekämpft wurde. Später erblickte Ernst (1889), als er dieselben Kugeln bei *B. butyricus*, *B. mycoides*, *B. cyanogenus*, *B. fluorescens putidus*, *B. typhi abdominalis*, *B. tuberculosis* und anderen hatte nachweisen können, in ihnen Zell-

kerne (er nennt sie sporogene Körner) und zwar aus folgenden Gründen: 1. sie färben sich mit Hämatoxylin und Platners Kernschwarz. 2. sie widerstehen der Pepsinverdauung, 3. sie vermögen sich zu teilen. 4. sie kommen auch bei *Oscillarien* vor. Steinhaus (1889), der die Funde von Ernst und Babes bestätigte, glaubt, daß diese Kugeln bei *B. fluorescens liquefaciens* zur Zellteilung, bei *B. subtilis* zur Sporenbildung in Beziehung stehen und stellt aus näher angeführten Gründen ihre Zellkernnatur in Abrede. Bunge (1895) konnte die Ernstschen Kugeln nicht finden und bestritt deshalb deren Vorkommen, Marx und Woithe (1900) dagegen sahen sie, wendeten sich aber von neuem gegen die Ernstsche Deutung; sie plaidierten für eine Beteiligung der Kugeln am Teilungsprozeß der Zellen, sie hielten das Auftreten derselben für ein Zeichen der höchsten Lebensentfaltung und konstruierten unter anderem sogar einen Nexus heraus zwischen dem gesteigerten Auftreten der Kugeln bei pathogenen Bakterien und dem Grad von deren Virulenz. Krompecher (1901) erweiterte unsere diesbezüglichen Kenntnisse insofern, als er die Kugeln im Milzbrandbacillus und im *Bacillus alvei* und dessen Sporangien fand. Es ist vorläufig noch unsicher, ob die von Raum (1891) in *Saccharomyces*-Species nach der Ernstschen Tinktionsmethode sichtbar gemachten Granulationen mit den Ernstschen Kugeln identisch sind. Neuerdings (1902) unterwarf Grimme[37]) die in Rede stehenden Kugeln an *Spirillum volutans* und *B. alvei* einer eingehenden Untersuchung. Er nennt sie auf A. Meyers Vorschlag Volutanskugeln. Um über die mögliche, ja sogar wahrscheinliche Identität der Volutanskugeln mit den Zentralkörnern der *Cyanophyceen* ein sicheres Urteil zu erlangen, habe ich im Anschluß an die genauen Angaben über die Reaktionen der Volutanskugeln die Zentralkörner Punkt für Punkt vergleichend untersucht und fand folgendes.

1. Jodjodkalium färbt die Körner gelb wie das Cytoplasma.

2. Methylenblau tingiert die Körner lebend und in verschieden konzentrierten alkoholischen Lösungen intensiv blau bis blauviolett bis schwarzblau. Hierbei erscheint die Mitte der Kugeln oft heller und mehr violett gefärbt. Beim Erhitzen der Farblösung

geht die Tinktion nicht von statten, an Stelle der Körner sieht man weiße Lücken. Die Methylenblaufärbung vollzieht sich unter merkbarer Quellung der Körner. Immer erscheint die Peripherie der Körner stärker gefärbt, als das Innere; es kann dies wohl kaum optisches Phänomen sein. Die gefärbten Kugeln lassen sich zu unregelmäßig gestalteten Massen durch Druck deformieren. Löfflers Methylenblau, essigsaures Methylenblau (Neisser) (in 20 Alkohol absol. gelöst + 1000 ccm 5 % Essigsäure) sowie Azurblau nach Michaelis (1901) rufen dieselbe Färbung hervor. Mit Methylenblau gefärbte Zentralkörner nehmen bei nachträglicher Behandlung mit Jodjodkalium braunschwarze bis tiefschwarze Farbe an, welche durchaus alkoholbeständig ist. Auch die bloße Methylenblaufärbung der Zentralkörner ist gegen kalten und heißen Alkohol beständig.

Methylenblau (1 + 10) und Bismarckbraun (1 + 10) läßt die blauschwarzen Körner in gelblichem Zellinhalt sehr different erscheinen, wenn man vorher die Chromatophorenfarbstoffe entfernt.

Ausgezeichnete Dienste leistet zur Differenzierung die 5 % Schwefelsäure; dieselbe löst zwar schließlich die Körner, die Entfärbung und Lösung geht aber so langsam vor sich, daß man mit Hilfe der Säure das Cytoplasma wundervoll aufhellen kann, wodurch dann der himmelblaue Zentralkörper, wenn auch abgerundet, hervortritt, in dem die blauschwarzen Zentralkörner liegen.

3. Methylviolett und Gentianaviolett liefern ebenfalls dunkelviolette Tinktion der Körner unter Quellung.

4. Fuchsin (1 + 10) färbt die Zentralkörner nicht besonders, jedenfalls erscheinen sie immer heller als die rotgefärbte Umgebung; nur wenn man nachträglich sehr verdünnte Schwefelsäure zufließen läßt, nehmen die Zentralkörner eine dunklere Färbung an, während sich die Umgebung rapid entfärbt.

Die Färbung nach Neisser gelingt vorzüglich, nur sind die Zentralkörner stark gequollen und treten Vakuolen im Cytoplasma auf. Letzteres ist gelblich bis orange tingiert, die Zentralkörner rotviolett. Konkav- und Grenzzellen werden fuchsinrot.

BIOLOGICA WOODS LIBRA

5. Bismarckbraun (1 + 20) macht die Zentralkörner zweifellos substanzärmer; unter Deformation färben sie sich langsam burgunderrot.

6. Safranin leistet schlechte Dienste, weil es das Plasma ebenfalls färbt und die relativ schwache Färbung der Körner überdeckt.

7. Hämatoxylin Delafield und andere Hämatoxylinreagentien färben rötlich bis rotviolett.

8. Eosin, Boraxkarmin, Nigrosin, Kernschwarz sind ohne Wirkung auf die Zentralkörner.

9. Gramsche Methode. Unfixiertes Material behandelte ich mit Ehrlichs Gentianaviolettanilinwasser wenige Minuten unter Erwärmung bis zur Dampfentwicklung, spülte dann sofort mit Jodjodkaliumlösung (1 J + 1 Jk + 200 Wasser) ab und ließ unterm Deckglas absoluten Alkohol zufließen. Letzterer entfärbt schließlich alles, aber zuächst das Cytoplasma und die Cyanophycinkörner (wenn letztere wirklich selbst sich färben, was schwer zu entscheiden ist), so daß die Zentralkörner deutlich dunkel indigoblau kontrastieren, bis auch sie allmählich die Farbe vollständig verlieren. An mit Formol fixiertem Material wurden die Zentralkörner merkwürdigerweise nie gefärbt, dagegen erschienen an den mit Alkohol absol. gewaschenen Fäden die Cyanophycinkörner dunkelviolett bis blauschwarz; die Nüance hängt von der Länge der Einwirkung der Jodlösung ab.

10. 5 % Schwefelsäure löst die gefärbten Zentralkörner langsam unter Entfärbung, noch langsamer 1 % Schwefelsäure. Auch konzentrierte Schwefelsäure bringt die Zentralkörner langsam zur Lösung.

11. 1 % Salzsäure entfärbt nicht, 50 % löst, ebenso wie 1 % und 0,5 % nach starker Quellung bei langer Einwirkung. Schwache Quellung und Hohlkugelbildung (Ringkörper) schon mit 0,28 %.

12. 1 % Essigsäure. Nach Behandlung mit 1 % Essigsäure färben sich die Zentralkörner mit Methylenblau gar nicht mehr oder äußerst schwach.

13. 25 % Salpetersäure löst die Zentralkörner momentan wohl vollständig; nur hier und da hat nachfolgendes Behandeln mit Methylenblau noch schwachen Erfolg. An Stelle der Zentralkörner sieht man meist Vakuolen.

14. Osmiumsäure läßt die Zentralkörner vollkommen farblos; nachherige Färbung mit Methylenblau gelingt meist.

15. Kalilauge und Natriumkarbonat. 1 % Kalilauge ruft momentane Verquellung der peripheren Schichten des Kornes hervor; dadurch nimmt das gequollene Korn oft unregelmäßig gelappte Form an. Der zentrale Kern bleibt unverändert und färbt sich mit Methylen tiefblau, der gequollene Teil hellblau. Vor weiterer Veränderung durch 1 % Kalilauge wird der blaugefärbte Kern durch die gequollene Hülle lange Zeit geschützt; erst ganz allmählich ergreift die Quellung und Entfärbung auch das zentrale scharf abgegrenzte Korn. Konzentrierte Kalilauge löst das Korn sofort.

16. Chlornatrium. Konzentrierte Kochsalzlösung läßt ebenso wie 10 % die Zentralkörner vollkommen unverändert.

17. Eau de Javelle läßt die Zentralkörner äußerst scharf hervortreten als stark lichtbrechende Kugeln; darauffolgende Methylenblaubehandlung färbt sie nur noch äußerst schwach oder gar nicht mehr; auch nach länger andauernder Einwirkung von Eau de Javelle lösen sich die Zentralkörner nicht oder werden nur zu Ringkörpern.

18. Chloralhydrat bringt scheinbar die Zentralkörner momentan zum Verschwinden; wäscht man aber mit Wasser aus und färbt mit Methylenblau nach, so erscheinen zwar manche Zentralkörner etwas deformiert, viele aber kaum verändert und alle färben sich schön blau.

19. Chlorzinkjod. Chlorzinkjod läßt die meisten Zentralkörner lange Zeit unverändert; nach einigen Tagen, mitunter früher, aber fand ich häufig in vielen Körnern eine schwachblaue, etwas granuliert resp. traubig konturiert aussehende Fällung. Ich habe diese meines Erachtens wichtige Beobachtung so oft gemacht, daß sie positiv sicher ist. In der Fig. 13 Taf. b habe ich so veränderte Zentralkörner abgebildet.

20. Millons Reagens verursacht Quellung und Hohlkugelbildung. (Siehe auch Palla, p. 542.)

21. Formaldehyd fixiert so vollkommen, daß sich die Körner selbst nach minutenlangem Erhitzen unter Blasenentwicklung in Methylenblau noch färben. Natriumkarbonat entfärbt nunmehr langsamer.

22. Alkohol. In kaltem (96 %) Alkohol sowie in heißem bleiben die Zentralkörner unverändert; mit Methylenblau gefärbte behalten ihre Farbe unter obigen Umständen bei, ebenso die mit Methylenblau und Jodjodkalium braunschwarz tingierten Zentralkörner. Auffallend ist, daß die Zentralkörner durch Alkohol allmählich die Fähigkeit verlieren, manche Farbstoffe, in erster Linie Methylenblau, zu speichern. Nach längerer Alkoholbehandlung nehmen sie gar keine Färbung mehr an.

23. Karbolwasser, 5 %, ruft langsame Entfärbung der Zentralkörner hervor, greift sie aber, wie es scheint, substantiell nicht an, denn auf weiteren Zusatz von Methylenblau färben sie sich wieder.

24. Wasser. Kochendes Wasser löst die Zentralkörner auf, nachfolgende Methylenblaubehandlung ist ohne Erfolg. Nach Erhitzen auf 80° färben sich die Zentralkörner noch, sowohl mit Methylenblau als mit Karbolfuchsin, erscheinen aber vielfach zusammengeflossen und merkwürdig deformiert, nicht selten wie fein ausgezogen (Fig. 5, Taf. d).

25. Verdauung. Weder Pepsin noch Pankreatin sind imstande, die Zentralkörner zu verdauen.

Ich bin, um einen möglichst genauen Vergleich zwischen den Reaktionen der Zentralkörner und der Volutanskugeln zu ermöglichen, der Aufzählung der Reaktionen der letzteren in Grimmes Abhandlung gefolgt. Wie man sieht, herrscht in den weitaus meisten Beziehungen Uebereinstimmung, und nur einige wenige Abweichungen machen sich geltend, von denen ich folgende hervorhebe:

Millons Reagens ruft Hohlkugelbildung (Ringkörper) bei den Zentralkörnern hervor, die Volutanskugeln werden ohne Quellung sofort gelöst.

Bismarckbraun (1 + 10) färbt die Zentralkörner burgunderrot, die Volutanskugeln kräftig gelb.

Eau de Javelle verhindert die nachträgliche Färbung der Zentralkörner mit Methylenblau, die der Volutanskugeln nicht.

Es ist nicht ausgeschlossen, daß diese Differenzen bei erneuter Untersuchung der Volutanskugeln auch noch wegfallen. Sollte dies nicht der Fall sein, so bliebe immerhin eine auffallende Aehnlichkeit zwischen beiden Einschlüssen bestehen. Für mich erklären sich vorläufig die Unterschiede einerseits, die große Uebereinstimmung zwischen den Zentralkörnern und den Volutanskugeln andererseits durch die Ueberzeugung, daß in den Zentralkörnern zwei Substanzen nebeneinander enthalten sind, von welchen die eine vielleicht den Volutanskugeln fehlt, während sie es ist, welche den Zentralkörnern das abweichende Verhalten gegen Millon, Eau de Javelle und Bismarckbraun verleiht, wogegen die andere, in beiden auftretend, die merkwürdige Uebereinstimmung verursacht.

Grimme gelangt auf Grund seiner Untersuchung der Volutanskugeln wohl unter A. Meyers Einfluß zu folgenden Anschauungen über deren chemische Natur: „Die Volutanskugeln haben einige Eigenschaften, welche es nicht unwahrscheinlich machen, daß sie zu den Eiweißkörpern im weitesten Sinne gehören", wobei zu beachten ist, daß sie in Pepsinsalzsäure und Trypsin nicht wesentlich angegriffen werden und daß die gewöhnlichen Eiweißreaktionen, die Millonsche, die Xanthoproteïnreaktion und die Hartig-Zachariassche negative Resultate ergeben. Sicher spielen die Volutanskugeln die Rolle von Reservestoffen der Bakterien, da ihre Menge bis zur Fertigstellung der Sporangien zu-, mit dem Fortschreiten der Sporenbildung abnimmt bis zum vollkommenen Verschwinden nach der Sporenreife.

Zu einem ganz ähnlichen Resultate komme ich mit einer nachher zu berührenden Einschränkung in Bezug auf die chemische Natur der Zentralkörner. Daß es sich auch hier nicht um reine Eiweißkrystalloide handeln kann, geht schon daraus hervor, daß solche in der *Cyanophyceen*-Zelle durch die Cyanophycinkörner mit wesentlich anderen Eigenschaften repräsentiert sind. Die Mög-

lichkeit einer scharfen Unterscheidung zwischen beiden Granulationsformen wäre ausgeschlossen, wenn die Zentralkörner Eiweißkrystalloide oder auch nur Eiweißkörper im engeren Sinne darstellten: gegen letztere Annahme spricht auch die Tatsache, auf welche bereits Hegler hinwies, daß die typischen Eiweißreaktionen (welche bei den Volutanskugeln ausbleiben) bei den Zentralkörnern versagen, die Millonsche Reaktion, die Xanthoproteïnreaktion mit Salpetersäure und Ammoniak oder Kalilauge, die Reaktion mit konzentrierter Essig- und Schwefelsäure und die Ferrocyankalium-Eisenchlorid-Reaktion, welche alle drei an den Cyanophycinkörnern eintreten.

In vieler Beziehung ist die Vanillin-Salzsäurereaktion interessant, welche meines Wissens zuerst von Hegler an den Schleimvakuolen in Anwendung gebracht wurde. Bekanntlich gilt Vanillin-Salzsäure als Phloroglucin-Reagens und wird als eine Umkehrung der Holzreaktion aufgefaßt. Hiernach müßte man in den Zentralkörnern die Gegenwart von Phloroglucin voraussetzen. Nun ist aber neuerdings mit Schleimen höherer Pflanzen (*Fucus vesiculosus* etc.) trotz nachgewiesener Abwesenheit von Phloroglucin nach Einwirkung von Vanillin-Salzsäure die bekannte Reaktion erhalten worden, und es handelt sich in diesen Fällen um eiweißähnliche Schleime, welche wie auch andere Eiweißkörper mit Vanillin und den meisten aromatischen Aldehyden nebst konzentrierten Säuren jene Reaktion geben.

Ein ganz vorzügliches Reagens, welches die Zentralkörner momentan tiefindigoblau färbt, habe ich in der Molybdänschwefelsäure entdeckt. Soweit meine Erfahrungen mit diesem Reagens bis jetzt reichen, ruft dasselbe bei den *Cyanophyceen* Blaufärbung nur der Zentralkörner, nicht aber der Eiweißkrystalloide (Cyanophycinkörner) hervor; sicher blieben bei seiner Einwirkung die großen Cyanophycinkörner der *Nostoc*-Zellen stets farblos; ebenso die Pyrenoide aller von mir geprüften Algen (*Spirogyra*, *Oedogonium* etc.). Weshalb die Molybdänschwefelsäure die Zentralkörner genau wie koaguliertes Hühnereiweiß bläut, nicht aber die Eiweißkrystalloide, darüber müssen weitere Untersuchungen aufklären. Die von mir

benutzte Lösung wurde folgendermaßen hergestellt: 0,5 g molybdänsaures Ammoniak wurde in ca 1 ccm Wasser gelöst und dazu etwa 10 ccm konzentrierter Schwefelsäure gefügt.

Je mehr ich mich in das Studium der Zentralkörner vertiefte, um so mehr wuchs in mir die Ueberzeugung, daß es sich in ihnen kaum um eine einheitliche Substanz handeln könne: wollte man sie für „Eiweißkörper im weitesten Sinne" erklären, wie es A. Meyer resp. A. Grimme in Bezug auf die den Zentralkörnern mindestens sehr nahe stehenden Volutanskugeln vieler Bakterien getan haben, so würde man zu wenig sagen, denn wie ich sogleich mitteilen werde, habe ich einige Reaktionen der Zentralkörner entdeckt, welche eine andere Deutung ihrer chemischen Natur nahelegen. Hegler bezeichnet die Substanz der Zentralkörner als „eiweißähnliche Schleimstoffe", um der Uebereinstimmung im Verhalten der Zentralkörner mit dem des *Fucus*-Schleims einerseits, ihrem Charakter der Zähflüssigkeit andererseits Rechnung zu tragen. Zweifellos besitzen die Zentralkörner Eigenschaften, welche es nicht unwahrscheinlich machen, daß eiweißartige Substanzen in ihnen enthalten sind: sie werden schwerlöslich gemacht (gehärtet) durch Alkohol, Formaldehyd und Osminmsäure, sie sind leicht löslich in kaustischen und kohlensauren Alkalien und starken Säuren, sie sind schwerlöslich in verdünnten Säuren, sie sind unlöslich in Alkohol, Aether, Chloroform. Mit konzentrierter Schwefelsäure und Zucker nehmen die Zentralkörner eine wenn auch nicht immer intensive, so doch schwache rötlichviolette Färbung an. Die Unverdaulichkeit in Pepsin und Pankreatin, sowie das Ausbleiben der gewöhnlichen Eiweißreaktionen (Millons Reaktion, Xanthoproteïnreaktion, Eisessigschwefelsäurereaktion, Ferrocyankalium-Eisenchloridreaktion) beweisen nur, daß es sich nicht um die gewöhnlichsten Eiweiße handeln kann oder daß andere Substanzen in den Zentralkörnern so prävalieren können, daß die typischen Eiweißreaktionen nicht zustande kommen. Letztere Auffassung halte ich vorläufig für die richtigere, denn ich konstatierte folgende Reaktionen, welche die gleichzeitige Anwesenheit noch anderer Stoffe in den Zentralkörnern beweisen.

Zunächst das Verhalten der Zentralkörner gegen Chlorzinkjod. Ließ ich *Tolypothrix-*, *Oscillaria-* etc. -Fäden längere Zeit in Chlorzinkjodlösung liegen, so boten viele Zentralkörner, nicht sämtliche, den Anblick dar, den ich in Fig. 13, Taf. b reproduziert habe. Der Zellinhalt ist bräunlich gefärbt, der Zentralkörper erscheint heller, die Zentralkörner sind farblos und enthalten zum Teil blauschwarze, unregelmäßig geformte, mitunter traubig erscheinende Gebilde. Es ist also in den Zentralkörnern eine Substanz zugegen, welche sich Chlorzinkjod gegenüber ähnlich wie Cellulose verhält. Diese selbst ist natürlich ausgeschlossen, da die Zentralkörner in kochendem Wasser löslich sind. Möglicherweise liegt ein Amyloidartiges Kohlehydrat vor, wie es in den Samen von *Tropaeolum majus*, *Paeonia officinalis*, *Impatiens balsamina* etc. vorkommt. Dasselbe löst sich in kochendem Wasser zu einer schleimigen Flüssigkeit, welche durch Jod blau gefärbt wird, während es in kaltem Wasser unlöslich ist. Ich bemerke, daß es nur bei passender Zusammensetzung der Chlorzinkjodlösung zur Blaufärbung solcher Bildungen kommt, möglich auch, daß das Alter des Reagens eine Rolle spielt; oft gelingt die Färbung nicht, da ich sie aber viele Male genau so erhalten habe, wie ich sie in Fig. 13, Taf. b abgebildet habe, kann es nur an kleinen Zufälligkeiten liegen, wenn man sie nicht erhält.

Später wiederholte Versuche haben gezeigt, daß die Blaufärbung, die sich übrigens mit dem Gelb der Lösung zu einer beinahe schwarzen Tinktion kombiniert, ausbleibt, wenn die Chlorzinkjodlösung zu wenig Jod erhält. Soweit ich es übersehen kann, ist die Reaktion vielleicht abhängig vom Alter der Zentralkörner; sie findet am häufigsten statt in den Zellen nahe dem Fadenende hin, die letzten 1—6 Zellen kommen nicht in Betracht, weil diese meist frei von Zentralkörnern sind; dann folgte eine unbestimmte Zahl von Zellen mit farblosen Zentralkörnern und hierauf die Zellen, deren Zentralkörner vom Chlorzinkjod gelöst werden, ganz oder bis auf einen kleinen sich schwärzenden Teil oder kleine blauschwarze Partikelchen, welche in der entstandenen Vakuole liegen.

Bei Behandlung von *Tolypothrix*-Fäden mit Parotidenspeichel konnte ich nach 48 Stunden die Zentralkörner zum Teil hohlkuglig geworden vorfinden. Es dürfte nicht unwahrscheinlich sein, daß hier eine Ptyalinwirkung auf jenes mit Chlorzinkjod färbbare Kohlehydrat vorliegt (Fig. 8, Taf. d).

Hieran ändert die Tatsache nichts, daß wir noch andere Substanzen kennen, wie Narkotin, Phellonsäure etc., welche mit Chlorzinkjod sich blauschwarz färben, da wir auch nicht einen Anhaltspunkt dafür haben, daß derartige im allgemeinen in ihrem Auftreten im Pflanzenreich beschränkte resp. lokalisierte Substanzen hier bei den *Cyanophyceen* als Bestandteile von Reservekörpern auftreten könnten.

Die zweite Reaktion, welche auf nicht eiweißartige Körper in den Zentralkörnern hinweist, ist die intensive Rotfärbung der Zentralkörner mit Rutheniumrot (Ruthenium oxychlorosum ammoniacale), das spezifische Reagens auf Pektinstoffe. Behandelte ich Cyanophyceenfäden mit einer verdünnten Lösung dieses Stoffes, so färbten sich sehr rasch die Zentralkörner in den Konkavzellen und in den Zellen aus deren nächster Umgebung, langsam folgten dann die Zentralkörner der übrigen Zellen nach. Die Färbung ist sehr intensiv und vollzieht sich unter deutlicher Quellung (siehe Fig. 12, Taf. d).

Die Doppelnatur der Zentralkörner in chemischer Beziehung, zu deren Annahme meine Untersuchungen mich drängen, stehen möglicherweise in Zusammenhang mit einer Reihe von Erscheinungen, welche an ihnen auffallen.

Häufig hat man den Eindruck, als seien die Zentralkörner Hohlkugeln; sie bestehen anscheinend in ihrem Zentrum aus einer relativ schwach lichtbrechenden und sich wenig färbenden Substanz, während eine stark lichtbrechende und Farbstoffe intensiv speichernde Substanz eine mehr oder minder dicke Rinde bildet. Daher kommt es, daß die Zentralkörner bei tiefer Einstellung ein hellrötlich gefärbtes, bei hoher Einstellung ein bläulich und dunkel erscheinendes Innere zeigen.

Viele Tinktionsmittel rufen vorwiegend nur Färbung der Rinde hervor, während sie das Innere weniger oder gar nicht färben, andere

durchfärben die Körner vollständig, was übrigens bei intensiver Rindenfärbung nicht immer sicher zu beurteilen ist. Bei kleinen Körnern dominiert meist die stark lichtbrechende Substanz, weshalb diese nicht selten besonderen Glanz und intensive Färbung aufweisen.

Bei der Hämatoxylin- und Methylenblaufärbung tritt die Differenz im Speicherungsvermögen beider Regionen des Kornes besonders deutlich hervor, doch bemerkt man sie auch, wenn auch schwächer, mit anderen Farbstoffen. Die Färbung der Rindenschicht mit Delafields Hämatoxylin ist so intensiv, daß die Körner oft schwarzbraun erscheinen können, immer aber ist der Kern bedeutend weniger gefärbt als die Rinde. Bütschlis hierüber geäußerte Bemerkungen halte ich für ebenso stichhaltig, als ich die von Künstler und Busquet mit Bütschli für irrtümlich erklären muß.

In engem Konnex mit diesem Bau der Zentralkörner steht die Umwandlung derselben in die sogenannten „Ringkörper". Durch Einwirkung einer ganzen Reihe von Reagentien werden zwar nicht veritable Ringe gebildet, sondern es wird nur die Kernsubstanz der Zentralkörner gelöst entweder oder optisch so unwirksam gemacht, daß man nunmehr nur noch die Substanz der Rinde als glänzenden ringförmigen optischen Querschnitt der Kornrinde bemerkt. Unter den diese Ringbildung verursachenden Reagentien stehen Millon und Chlorcalcium obenan. Im Millonschen Reagens scheint die Rindenschicht zu quellen und dadurch die Spannungsverhältnisse innerhalb des Zentralkorns so geändert zu werden, daß die Rindenschicht nicht selten stellenweise durchbrochen wird und sich einseitig in dickerer Schicht ansammelt, wie ich es in der Fig. 8, Taf. d abgebildet habe. Derartige Bilder sind zugleich geeignet, die zähflüssige Konsistenz der Zentralkornsubstanz einerseits, die Heterogenität derselben andererseits zu beweisen. Mit Chlorzinkjod scheint sich nur die eine der beiden Substanzen schwarzblau zu färben; welche von beiden, darüber habe ich bisher nicht vollkommen ins klare kommen können. Mitunter fand ich im Korninneren gefärbte traubige Massen, so daß es die Kernsubstanz zu sein schien, welcher diese Reaktion zukommt, mitunter aber wurde auch das ganze Korn blauschwarz, was vermuten ließe, daß die Rinde

der sich färbende Teil ist, der den ungefärbt bleibenden Innenteil des Kornes verdeckt und der sich dann mitunter in anderen Körnern zu unregelmäßigen körnigen Massen zusammenballt.

Gehalt der Zellen an Zentralkörnern.

Der Gehalt der *Cyanophyceen*-Zellen an Zentralkörnern ist so schwankend, daß es anfangs schwer erscheint, irgend welche Regel zu erkennen. Bei sehr zahlreichen Beobachtungen, die ich im Laufe der letzten Jahre an *Tolypothrix* machen konnte, ergeben sich aber wenigstens einzelne Beziehungen zwischen dem Auftreten der Zentralkörner und bestimmten anderen Erscheinungen resp. äußeren Faktoren.

Sehr häufig sind die durch besonders lebhaftes Längenwachstum und damit verbundener Zellteilung ausgezeichneten endständigen Zellen des Fadens frei von Zentralkörnern; da sie, wie ich an anderem Orte mitgeteilt habe, auch meist frei von Cyanophycinkörnern sind, findet man in ihnen überhaupt keine Granulationen, weshalb gerade in diesen Zellen die Beobachtung der Zell- und Zentralkörperteilung sehr erleichtert ist. Die Endzelle selbst ist meist (wenn auch nicht immer) frei von Zentralkörnern. Es macht hiernach den Eindruck, als ob bei ganz besonders lebhaftem Wachstum und reger Zellteilung ein Verbrauch der Zentralkörner stattfinde oder als ob es nicht zu einer Produktion derselben käme. Daß aber Zellenwachstum und -Teilung nicht das Verschwinden der Zentralkörner im Gefolge haben muß, zeigen die übrigen vegetativen Zellen des Fadens. Die weitaus meisten wachsen und teilen sich fortwährend und enthalten doch wechselnde, oft sehr beträchtliche Quantitäten von Zentralkörnern. Beim Studium der mitotischen Kernteilung habe ich besonders hierauf geachtet, und auch in den Fig. 7, Taf. i, 8 und 9, Taf. k etc. einzelne solche karyokinetische Teilungsfiguren in Zellen abgebildet, welche reichlich Zentralkörner führen. Nur wenn das Wachstum der Zellen eine gewisse Intensität überschreitet, scheint der Konsum an Zentralkörnersubstanz so groß zu sein, daß letztere verschwindet.

Außer der Endzelle des Fadens sind häufig die nächsten 2—7 Zellen frei von Zentralkörnern: von da ab nehmen die Zentralkörner meist ganz allmählich, seltener plötzlich, an Größe und Zahl zu. Um sich einen raschen Ueberblick in dieser Beziehung zu verschaffen, empfiehlt es sich, Eau de Javelle oder Ameisensäure zu dem in Wasser unter dem Deckglas befindlichen Faden fließen zu lassen. Die Zentralkörner treten dann als sehr stark lichtbrechende Kugeln hervor, während alles Uebrige fast verschwindet. Zu demselben Ziele führt natürlich auch Methylenblaufärbung. In Fig. 18, Taf. a, habe ich einen so behandelten Faden gezeichnet, in Fig. 9, Taf. c auf photographischem Wege reproduziert. In der ersten der beiden Figuren ist nur die Endzelle selbst, in der zweiten sind etwa acht Zellen vom Ende her Zentralkörner — frei.

Mit der Ausbildung der vegetativen Zelle zur Heterocyste sinkt der Zentralkörnergehalt häufig bis zum vollkommenen Verschwinden. Letzteres vollzieht sich allmählich.

Die von mir als „Konkavzellen" bezeichneten Zellen sind, wenn fertig ausgebildet, stets frei von Zentralkörnern. Hier geht das Verschwinden der Zentralkörner oft sehr rasch, wie die Bildung dieser Zellen überhaupt von statten.

Aus den früher von mir angegebenen Gründen habe ich die ausgedehnten Untersuchungen über das Verhalten der Zentralkörner in tinktioneller und chemisch-physikalischer Hinsicht zunächst nur an einer dazu besonders geeigneten Cyanophycee, wie eine solche *Tolypothrix lanata* ist, angestellt. Es war nunmehr meine nächste Aufgabe, auch andere Cyanophyceen auf den Gehalt an Zentralkörnern zu prüfen. Um nun hierbei nicht ins Uferlose zu geraten, habe ich mir vorläufig Vertreter aus zwei Gattungen ausgewählt und dieselben in extenso und vergleichend bearbeitet, *Nostoc caeruleum* und *Anabaena catenula*, von welchen Arten ich mir lange vorher Kulturen angelegt hatte, so daß ich über mehr als hinreichendes Material verfügen konnte. Es ergab sich schon bei der Voruntersuchung das interessante Resultat, daß die genannten Arten im Verein mit *Tolypothrix* gleichsam drei Typen darstellen, indem durchschnittlich

die *Tolypothrix*-Zelle viele relativ große Zentralkörner und wenig kleine Cyanophycinkörner,

die *Nostoc*-Zelle nur Cyanophycinkörner,

die *Anabaena*-Zelle neben vielen großen Cyanophycinkörnern relativ kleine Zentralkörner führt,

wenn sie allesamt unter vollkommen gleichen Verhältnissen wachsen. Die Kulturgefäße standen bei künstlich etwas gedämpftem Lichte bei 12—15° C und wurden stets in derselben Weise mit demselben Wasser beschickt. *Tolypothrix lanata* vegetierte untergetaucht, die Kolonien der beiden anderen Arten dagegen saßen zusammenhängenden Algendecken als kugelig-gelappte Gebilde (*Nostoc*) oder mehr breitgeflossene Massen (*Anabaena*) auf.

Für *Nostoc* (Art ist nicht bestimmt) gibt ZACHARIAS große Zentralkörner an, welche in der Einzahl das Zentrum des Zentralkörpers einnehmen (Fig. 18 seiner Tafel); die angeführten Merkmale legitimieren sie in der Tat genügend als Zentralkörner. In meinem *Nostoc coeruleum* und anderen von mir untersuchten *Nostoc*-Arten waren Zentralkörner niemals vorhanden, sondern nur große, zahlreiche Cyanophycinkörner (Fig. 1, 3, 4, 8a Taf. f).

Bei *Anabaena* fand ich im Zentralkörper der vegetativen Zellen relativ zahlreiche und kleine Zentralkörner, in diesem selbst peripherisch gelagert, und im Cytoplasma große Cyanophycinkörner (Fig. 9 und 19, Taf. f).

Aus meinen und den in der Literatur vorliegenden spärlichen Beobachtungen scheint weiterhin zu folgen, daß das Licht resp. dessen Fehlen einen entscheidenden Einfluß auf die Erzeugung der Zentralkörner ausübt.

ZACHARIAS (107 III) konnte experimentell eruieren, daß häufig infolge von Belichtung die Zentralkörner aus Fäden, welche vorher reich an diesen Gebilden waren, verschwinden. Nur in Zimmer- resp. Warmhauskulturen waren gelegentlich trotz Belichtung die Fäden reich an Zentralkörnern.

Zweifellos influieren eine Reihe von Faktoren: Licht, Temperatur etc. die Anhäufung resp. den Verbrauch der Zentralkörner. Auch die Jahreszeit ruft voraussichtlich in Zusammenhang damit in die Augen

springende Aenderungen hervor. Im Sommer (Juni, Juli) kommt es selten, wenigstens bei *Tolypothrix*, zur Anhäufung von Zentralkörnern, während im Herbst und Winter eine unverkennbare Anreicherung stattfindet. Meine diesbezüglichen Beobachtungen stimmen vollkommen mit denen von ZACHARIAS überein. Wie mir scheint, handelt es sich in allen diesen heterogenen Erscheinungen um dieselben Beziehungen. Im Sommer ist bei der höheren Temperatur des Wassers und der ausgiebigen Assimilationstätigkeit das Wachstum der Fäden ein besonderes intensives, die Reservestoffe, Zentralkörner und Cyanophycinkörner, kommen nicht oder nur spärlich zur Deposition; in demselben Tempo, wie sie erzeugt werden, verfallen sie wieder dem Stoffwechsel; im Herbst, bei niedriger Temperatur und häufig weniger intensiver, mitunter sogar sehr mangelhafter Belichtung, wird das Wachstum der Fäden stark reduziert, es wird ein Plus von organischer Substanz produziert, das in Gestalt der genannten Granulationen magaziniert wird. Sind diese Kausalbeziehungen so, wie sie es zu sein scheinen, so muß man experimentell beikommen können, nur muß bei gleicher Belichtung die Temperatur geändert werden oder bei gleicher Temperatur die Belichtung und es muß die Wachstumsintensität vergleichend gemessen werden. Meine diesbezüglichen Versuche sind noch nicht zum Abschluß gelangt, ich kann ihre Resultate daher hier noch nicht publizieren; nur in Bezug auf die Wärme kann ich bereits ersehen, daß bei Temperatursteigerung bis zum Optimum die Wachstumsintensität zu-, die Menge an Zentralsubstanz aber abnimmt.

Ich habe in den Monaten November bis März an Zimmerkulturen von *Tolypothrix lanata* zunächst den Einfluß des Lichtentzugs bei gleichbleibender Temperatur (14—15° C) zu ermitteln versucht. Selbst nach mehrmonatlicher Verdunkelung hatten die Algenrasen noch ihr dunkles Aussehen. Sie befanden sich im Wasser, welches ich dem Teiche des botanischen Gartens entnommen hatte; auch zum Nachfüllen wurde ausschließlich dieses Wasser benutzt und durch ein Filter eingegossen. Bei der mikroskopischen Untersuchung konnte ich, zuletzt im März (Mitte) folgendes feststellen: Die Mehrzahl der Zellen enthielt große Vakuolen. Die Zellen

gegen das Fadenende hin waren bedeutend heller gefärbt, die Chromatophoren weniger deutlich als in den normalen Fadenzellen. Die Zentralkörner waren in den älteren Zellen entschieden kleiner, in den jüngeren sehr sehr klein und dünn verteilt, ebenso die Cyanophycinkörner. Färbungen mit einer Reihe von geeigneten Farblösungen ließen darüber keinen Zweifel. Die letzten 6—8 Zellen am Fadenende waren ganz niedrig und rein gelb gefärbt. Das Chromatin war in allen Zellen sehr stark reduziert, in den gelben Endzellen nur noch in minimalen Mengen enthalten.

Unter ganz gleichen Verhältnissen waren Kulturgefäße aufgestellt, zu deren Wasser ganz geringe Mengen von Traubenzucker und Pepton zugefügt worden waren. Die Untersuchung der Fäden ergab eine Abnahme der Zentralkörner wie oben, eine deutliche Zunahme dagegen der Cyanophycinkörner. Dieses Resultat ist mit dem von Zacharias erhaltenen schwer in Einklang zu bringen. In den vielfach variierten Versuchen von Zacharias mit *Oscillarien* war meist, wenn auch nicht immer, Zunahme der Zentralkörner die Folge langandauernder Verdunkelung. Die Abnahme bei Belichtung glaube ich auch beobachtet zu haben, aber nur in Kulturen, welche sehr intensiv beleuchtet waren; von Kulturen, die gedämpftes Licht erhielten — die Gefäße waren mit doppelter Pauspapierumhüllung versehen — gilt dies jedoch nicht, im Gegenteil scheinen diese am reichsten an Zentralkörnern zu sein. Leider können hier leicht Irrtümer unterlaufen: die Fäden ein und desselben Rasens enthalten die Granulationen in den verschiedensten Mengen, und wenn auch nicht zu leugnen ist, daß die Mehrzahl sich wohl annähernd gleich verhalten wird gegen dieselbe Beeinflussung, so glaube ich doch, daß man auf diesem Wege niemals zu vollkommen einwurfsfreien Ergebnissen wird gelangen können. Ich werde deshalb in Zukunft mit Einzelfäden zu operieren versuchen, deren Verfassung von Zeit zu Zeit untersucht wird. Die Fäden müssen im Hängetropfen in feuchter Kammer kultiviert werden; nur so sind sichere Resultate zu erzielen.

Die Untersuchungen über künstliche Veränderungen im Inhalt der Oscillarienzellen durch Nährlösungen von F. A. Marx (64), in denen auch der Lichteinfluß berührt wird, sind leider vollständig un-

brauchbar, da dieser Autor zwischen Zentralkörnern, Cyanophycinkörnern, Fetttröpfchen etc. keinen Unterschied macht und man infolgedessen nie weiß, was seine „Körner" sein sollen, überhaupt steht die ganze Marxsche Untersuchung auf auf so niedrigem Niveau, auch was die Prüfung auf das Vorhandensein eines Kernes und das Verhalten der sämtlichen Inhaltskörper gegen Färbemittel und Reagentien anlangt, daß ich von eingehender Diskussion ihres Inhalts Abstand nehmen muß. Es können derartige Kulturversuche nur von jemandem mit Erfolg angestellt werden, der die Organisation und den Bau der Cyanophyceenzelle aufs genaueste kennt, eine Voraussetzung, welche bei dem Verfasser obiger Abhandlung nicht erfüllt war. Marx gelangt z. B. am Ende des zweiten Abschnittes zu dem Resultate: „Es gelang mir also stets durch Zufuhr oben genannter Nährlösungen bei den Fäden ohne Zentralteil (sic!) ein Auftreten von klumpigen Massen und ein Verschwinden der „kleineren" Körner zu bewirken, gleichviel ob die Fäden dem Lichte ausgesetzt waren oder sich in der Dunkelkammer befanden" u. s. f. Was sind nun aber „Marx' klumpige Massen" und was seine „kleineren Körner"? Vielleicht sollen jenes die Zentralkörner, dieses die Cyanophycinkörner sein, aber man erfährt es nicht und aus den höchst mangelhaften Abbildungen läßt sich nichts Sicheres ersehen.

II. Abschnitt.

Cyanophycinkörner.

Lage der Cyanophycinkörner in der Zelle.

Die Cyanophycinkörner liegen ausschließlich im Cytoplasma, im Zentralkörper kommen sie niemals vor. Dies wurde übrigens auch schon früher hier und da beobachtet resp. behauptet, so von Zacharias für die Gonidien von *Peltigera canina* (Fig. 23, 107. IX), für *Nostoc*-Zellen aus den *Gunnera*-Stämmen (Fig. 29, Taf. I, 107 III), und für *Lyngbya*-Fäden (1900, p. 34). Auch Bütschli hat sie (bei *Oscillarien*) in der Rindenschicht (1890), ebenso Borzi, Macallum, Nadson, Palla, Massart und Stockmayer, während nach Chodat dieselben ebensowohl im zentralen wie im peripheren Teil der Zelle auftreten sollen (*Chroococcus turgidus*). Fischer (28 V), der ja „die Grundmasse des Zentralkörpers" als den „vom Chromatophor umschlossenen Teil des Protoplasten" ansah und in ihm ein selbständiges Organ der *Cyanophyceen*-Zelle nicht erblicken konnte, hält dieses zentrale Plasma für den Hauptort für die Ablagerung der Granulationen (p. 35), dem sich die schmalen Zonen an den Querwänden in dieser Beziehung zugesellen. „Die grüne Rinde ist meist frei von Granulationen, aber nicht immer, bald sind nur einzelne Körner dorthin versprengt, bald ist sie, wie oft bei *Tolypothrix*, *Hapalosiphon* vollgestopft damit", d. h. mit anderen Worten, die Granulationen kommen überall vor. Da nun Fischer es noch nicht zu scharfer Unterscheidung der verschiedenen Granulationen

brachte und er den Zentralkörper noch nicht als gesondertes Organ der Cyanophyceenzelle erkannte, so würden nach ihm die einzelnen Arten von Granulationen, also auch die Cyanophycinkörner, überall vorkommen können, also auch im Zentralkörper, was entschieden falsch ist. Die Cyanophycinkörner sind bei allen *Cyanophyceen*, welche ich zu untersuchen Gelegenheit hatte, wie ja auch aus den Angaben der meisten Forscher klar hervorgeht, stets außerhalb des Zentralkörpers gelagert. Freilich kann die von mir entdeckte Gestalt des Zentralkörpers häufig Anlaß zu Täuschungen über diese Lage der Cyanophycinkörner geben. Daher kam eben die Unsicherheit in vielen früheren Untersuchungen (Hieronymus (44 II), Zukal (112 I–III) u. andere). Hegler (p. 294) hält die ausschließlich periphere Lagerung der Cyanophycinkörner für vollkommen feststehend.

Da die Cyanophycinkörner zweifellos, wie weiter unten noch ausführlich begründet wird, Eiweißkrystalloide sind und wie diese überall so auch hier Reservestoffe repräsentieren, d. h. zum späteren Verbrauch deponiert werden, so wird ihre Größe und Zahl nach Umständen wechseln. Je größer der Verbrauch an Eiweiß in der Zelle ist, um so kleiner und um so weniger zahlreich werden die Cyanophycinkörner sein und umgekehrt. Man findet denn in der Tat die in besonders lebhafter Teilung begriffenen Zellen meist arm an Cyanophycinkörnern, die ruhenden oft dicht damit angefüllt, junge Zellen im allgemeinen arm, auf der Höhe der Entwicklung stehende reich daran, alternde wieder fast oder ganz frei von diesen Gebilden. In Sporen wird das Eiweiß oft in bedeutender Menge in dieser Form zu späterem Verbrauch deponiert. Hierzu kommt, daß die Vegetationsbedingungen direkt die Eiweißbilanz beeinflussen. Belichtung, Temperatur, Jahreszeit, Zufuhr von Nahrungsstoffen etc. haben erfahrungsgemäß einen sichtbaren Einfluß auf die Eiweißspeicherung.

Ein Teil des Eiweißes wird jedoch auch in Gestalt von Zentralkörnern gespeichert, wenn auch in total anderer chemischer Form und, wie es scheint, in Verbindung mit einer kohlehydratähnlichen Substanz. Zwischen beiden Granulationen, den Cyanophycinkörnern und den Zentralkörnern, besteht nach meinen Erfahrungen meist

eine Art Antagonismus und selten sind beide in ungefähr gleichen Mengen vorhanden; meist dominiert die eine oder die andere. In diesem Sinne scheinen mir trotz der temporären Schwankungen im Gehalt der Zelle an jeder der beiden Granulationen doch auch spezifische Differenzen vorzuliegen, welche sich naturgemäß am deutlichsten ausprägen müssen, wenn man die Objekte unter möglichst natürlichen Verhältnissen kultiviert.

Nur wer ganz vertraut ist mit den Unterscheidungsmethoden, kann natürlich darüber ein maßgebendes Urteil fällen; bisher boten diese Methoden jedoch noch nicht den wünschenswerten Grad von Sicherheit. Nachdem ich mir denselben durch langdauerndes Arbeiten mit einigen wenigen Arten angeeignet, habe ich eine größere Anzahl von Species aus verschiedenen Gattungen auf diese Verhältnisse geprüft und gebe in folgendem Schema ein vorläufiges Bild über die Verteilung der beiderlei Granulationsformen in der Cyanophyceenzelle.

	Zentralkörner	Cyanophycinkörner
Spirulina	keine	keine
Merismopoedia elegans	ganz wenig	ganz wenig
Tolypothrix lanata	viele, große	wenige, kleine
Lyngbya papyrina	viele, große	wenige, kleine
Anabaena catenula	viele, kleine	wenige, große
Anabaena Azollae	keine	wenige oder keine
Nostoc caeruleum	keine	viele, große
Nostoc humifusum	wenig, sehr kleine	viele
Nostoc in Gunnera	keine	viele, große
Gonidien von *Collema* (*Nostoc*)	keine	viele
Polycoccus punctiformis Kg. (Gonidien v. *Peltigera canina*)	wenige, kleine oder fehlend	viele, große
Glococapsa	wenige	viele
Oscillaria Froelichii	?	viele, kleine
Oscillaria leptotricha	wenige	keine
Glocotrichia Pisum	spärlich, kleine	viele
Sphaerozyga oscillarioides	wenige	viele
Chroococcus turgidus	kleine	keine

Von bevorzugter Anlagerung der Cyanophycinkörner an die Querscheidewände, wie sie von den verschiedenen Forschern für andere Cyanophyceen angegeben wird, ist bei *Tolypothrix* nichts zu bemerken. So sagt Bütschli: „die Reservekörner (= Cyan.), welche in der Regel den Querscheidewänden jederseits in einer Schicht anliegen"; ferner Gomont: „les autres plus volumineuses, à contours definis, réfringentes, réunies le plus habituellement aux extremités de la cellule sous forme d'amas oblongés ou de lignes presque régulières". Palla erwähnt von solcher vorherrschenden Verteilung der Cyanophycinkörner nichts und in seinen Figuren ist nur bei 33 und 34 (*Oscillaria Froelichii*) und 41 (*Lyngbya papyrina*) etwas Derartiges zu finden. Auch unter den Zachariasschen Abbildungen habe ich vergeblich nach solchen gesucht, welche diese behauptete eigenartige Verteilung illustrierten, denn die Fig. 2 ist, wie Zacharias selbst angibt, die von Palla entlehnte oben angeführte Fig. 41 der Pallaschen Taf. XXV. Im Texte spricht Zacharias (p. 34) nur von peripherer Lage der Cyanophycinkörner in *Lyngbya*-Fäden, ebenso Macallum und Nadson. An anderer Stelle (p. 34) zitiert Zacharias einen hierauf bezüglichen Pallaschen Satz (p. 554) „die Cyanophycinkörner finden sich gewöhnlich in der äußersten Peripherie des Chromatophors, seltener (konstant bei *Tolypothrix*) in der nächsten Umgebung des Zentralkörpers vor". Kurz gesagt, es ist gelegentlich, hin und wieder einmal die von Bütschli charakterisierte Lagerung des Cyanophycin gesehen worden, und ohne daß man diesen Punkt genauer untersucht hat, ist dieser spezielle Fall verallgemeinert worden. Ich habe bei einer ganzen Reihe von *Cyanophyceen* besonders auf die Verteilung der Cyanophycinkörner geachtet; höchst selten fand ich die Querscheidewände bevorzugt, so daß ich auf Grund sehr zahlreicher Beobachtungen behaupten darf, daß die Cyanophycinkörner außerhalb des Zentralkörpers überall liegen können, daß von einer als Regel anzusehenden bevorzugten Anlagerung an die Querscheidewände nicht die Rede sein kann, daß jedoch eine Anhäufung der Cyanophycinkörner in der direkten Umgebung des Zentralkörpers eine häufige Erscheinung ist.

Gestalt der Cyanophycinkörner.

Die Cyanophycinkörner sind farblose, glänzende Gebilde von Kugelgestalt oder ihre Form ist unregelmäßig, sie besitzen Plattenform mit abgerundeten Ecken und Kanten. Erstere Gestalt herrscht vor bei Ausbildung relativ kleiner Körner, letztere bei großen. Eine scharfe polyedrische Begrenzung auch der großen Krystalloide, von der Hegler gelegentlich spricht und die wir bei den Proteïnkrystalloiden der Kerne und Aleuronkörner, bei den Pyrenoiden und den im Cytoplasma schwimmenden Proteïnkrystalloiden der Kartoffelknolle und in der Epidermis mancher Farne kennen, habe ich bei den Cyanophycinkörnern niemals beobachtet. Die Cyanophycinkörner, welche Hegler bei b in seinem Phot. 1 mit Kanten ausgestattet gesehen haben will und abbildet, sind keine Cyanophycinkörner, sondern Verschlußköper (siehe Abschnitt: Verschlußkörper), deren Gestalt eine Zwangsform ist.

Größe der Cyanophycinkörner.

Die Größe der Cyanophycinkörner schwankt zwischen weiten Grenzen. Die kleinen kugligen von *Tolypothrix lanata* sind etwa $^1/_2$ μ, die größeren 1 μ groß, die von *Anabaena catenula* weisen im Maximum einen Durchmesser von 2 μ, die von *Nostoc caeruleum*, die größten, die mir bei den *Cyanophyceen* begegnet sind, haben einen mittleren Durchmesser von 2—3 μ.

Hiernach hat *Nostoc*, wenigstens in den vegetativen Zellen, die größten Cyanophycinkörner und, soweit ich mich durch Messungen überzeugen konnte, haben auch die Cyanophycinkörner in den Sporen der *Rivulariaceen* (*Cylindrospermum majus*, *Gloiotrichia Pisum*, *Rivularia* etc.) und bei *Lyngbya aestuarii*, denen auffallende Größenentwicklung nachgerühmt wird, keinen Vorsprung vor denen von *Nostoc caeruleum*.

Die durch ihre Größe auffallenden und von Fischer für Cyanophycinkörner (Proteïnkrystalloide) erklärten Gebilde im mittleren Teil der Zellen von *Tolypothrix Aegagropila* Fig. 19 seiner Taf. I und Fig. 32 Taf. II sind Zentralkörner. Die Cyanophycinkörner der meisten *Oscillaria*- und *Lyngbya*-Arten sind klein und

knglig und liegen bei letzteren meist ganz in der Nähe des Zentralkörpers.

Verteilung der Cyanophycinkörner.

Die Verteilung der Cyanophycinkörner innerhalb der einzelnen Zellen eines Fadens läßt schwer eine Regel erkennen. Für *Tolypothrix* konnte ich feststellen, daß die in besonders lebhafter Teilung begriffenen Zellen und die, welche noch nicht lange über dieses Stadium hinaus sind, frei oder sehr arm an Cyanophycinkörnern sind. Die ersten 3—8 Zellen am natürlichen Ende des Fadens sind bei *Tolypothrix* in diesem Zustande, jedoch können auch überall innerhalb des Fadens plötzlich einzelne Zellen teilungsfähig werden; in ihrem Verhalten bezüglich des Gehalts an Cyanophycinkörnern schließen sich diese interkalaren Teilungszellen den endständigen an. Ganz frei von Cyanophycinkörnern fand ich die ausgebildeten Heterocysten (siehe p. 41). Besonders reich an dieser Art von Granulationen sind die jugendlichen Sporen heterocyster *Phykochromaceen* (*Nostoc*, *Anabaena*), und es pflegen die Körner mit der sich vollziehenden Sporenreife zu vergrößern. Eine auffallende Größe erreichen sie in den Sporen von *Cylindrospermum majus* und von *Gloiotrichia Pisum* und im Winter bei *Lyngbya aestuarii* (Hegler), klein bleiben die sie dagegen bei *Aphanothece stagnina* (Hegler). Aber auch von den vegetativen Zellen von *Nostoc* und *Anabaena* fand ich die weitaus meisten mit relativ großen Cyanophycinkörnern ausgestattet, ja bei *Nostoc caeruleum Lyngbye* ist das Cytoplasma dicht angefüllt von auffallend großen Cyanophycinkörnern, welche bei dieser Art überhaupt die einzige Form der Granulationen sind. *Anabaena catenula Bornet et Flahault* hat im Cytoplasma wenige, aber relativ große Cyanophycinkörner. In den Fig. 5, 6 und 7 habe ich Zellen von *Nostoc caeruleum* abgebildet, welche mit Säurefuchsin rot gefärbte Cyanophycinkörner zeigen, in Fig. 4 und 7, welche sie mit Brillantblau blaugefärbt zeigen. In Fig. 13 sieht man in den Zellen von *Anabaena catenula* mit Brillantblau gefärbte große Cyanophycinkörner, während in den Fig. 9 und 14 bei Methylenblaubehandlung die Cyanophycinkörner ungefärbt geblieben sind.

Verhalten gegen Farbstoffe.

Eines der besten Färbungsmittel für die Cyanophycinkörner ist das Essigkarmin, hinsichtlich dessen vorteilhaftester Zusammensetzung die Ansichten vorschiedener Forscher voneinander abweichen.

Zacharias (2) sagt „daß die Tinktion der Cyanophyceenkörner (soll Cyanophycinkörner heißen) nur bei Verwendung von stark verdünnter Essigsäure gut gelingt, wenn konzentrierte Essigsäure benutzt wird, quellen die Körner und färben sich schlecht". Hegler dagegen bemerkt „zu schwache Säurekarmine (mit 1—4-proz. Essigsäure) färben diffus und auch den Zentralkörper mit, während in Karmin, der mit konzentrierter Essigsäure hergestellt ist, die Körner zu rasch aufquellen. Am besten eignet sich ein Karmin mit mittlerem, etwa 20–30 % Essigsäuregehalt, der bei geeigneter Vorbehandlung der Präparate die Zentralkörper wenig oder meist gar nicht tingiert". Nach meinen Erfahrungen an *Tolypothrix* kann ich Hegler nur beipflichten. 30—40 % Essigsäuregehalt hat sich mir am praktischsten erwiesen. Als Fixierungsmittel gebe ich dem Alkohol vor dem von Hegler empfohlenen 2 % wässrigen oder 1 % alkoholischen Sublimat den Vorzug.

Die Cyanophycinkörner von *Tolypothrix* erscheinen als scharf begrenzte bläulichrote Körner im peripheren Teil der Zelle. Der Zentralkörper ist stets vollkommen frei davon.

Auch Pikrokarmin gibt bei längerer Einwirkung gute Färbungen; zweckmäßig differenziert man nun mit sehr verdünnter Essigsäure.

Das Opfer eines unbegreiflichen Irrtums ist Hegler geworden, indem er die Verschlußkörper mit den Cyanophycinkörnern zusammenwirft, resp. beide für identisch hält. Anders aber kann wohl niemand seine Worte auffassen. (p. 294):

„Die Cyanophycinkörner stellen dann Gebilde mit meist scharf begrenzten und wohlerhaltenen Ecken und Kanten dar, besonders große und wohlausgebildete Krystalloide — denn um solche handelt es sich zweifellos — pflegen in den Heterocysten an den beiden Porenkanälen zu sitzen, durch die diese Zellen mit den benachbarten vegetativen in Verbindung stehen."

An den hier angegebenen Stellen, über die ein Zweifel nicht aufkommen kann, liegen nun aber niemals Cyanophycinkörner; da sind stets, wenn überhaupt etwas sich dort befindet außer Cytoplasma, die von mir zum erstenmal untersuchten „Verschlußkörper" placiert, denen ich in dieser Abhandlung ein besonderes Kapitel gewidmet habe. Ich habe dieselben einer so eingehenden Untersuchung unterworfen, wovon man sich durch die Lektüre dieses Kapitels überzeugen kann, daß von einer Täuschung meinerseits nicht die Rede sein kann. Eines ist nur unerklärlich, nämlich daß Hegler gerade diese Gebilde mit den Cyanophycinkörnern verwechseln konnte, da dieselben mit dem Hauptfärbungsmittel der Cyanophycinkörner, dem Essigkarmin, auch nicht eine Spur von Tinktion annehmen; die Verschlußkörper lassen sich in schöner Weise nur mit wenigen Tinktionsmitteln färben, keines der mit Erfolg für die Tinktion der Cyanophycinkörner gebrauchten Mittel bringt eine Färbung der Verschlußkörper hervor. Die im Photogramm I Heglers bei b dargestellten Gebilde sind zweiffellos Verschlußkörper! Daß hin und wieder einmal bei *Nostoc* und *Anabaena* in einer Heterocyste kleine Reste von Cyanophycinkörnern zu finden sein werden, will ich nicht in Abrede stellen. Nachträglich entdeckte ich denselben Irrtum auch bei Palla. Am Schluß des Abschnittes über *Tolypothrix lanata* (p. 544) sagt dieser Autor: „Auch hier leiten die großen spärlichen Massen, welche meist der Pore der Querwand aufsitzen, ihren Ursprung zweifelsohne von den Cyanophycinkörnern ab." Für diese Annahme liegt auch nicht der mindeste Grund vor, wie ich in Kapitel „Verschlußkörper" ausführlich auseinandersetzen werde.

Neben Essigkarmin sind einige Fuchsinpräparate zur Tinktion der Cyanophycinkörner vorzüglich zu gebrauchen, nämlich Säurefuchsin, Säurefuchsinanilinwasser und Karbolfuchsin. Besonders klare Präparate erhielt ich mit Säurefuchsinanilinwasser, bei leichtem Erwärmen und nachheriger Differenzierung mit etwas verdünnter alkoholischer Pikrinsäurelösung. Die in gewöhnlicher Weise in Kanadabalsam übergeführten Algenfäden zeigen nur gefärbt die Cyanophycinkörner, alles andere ist in den vegetativen Zellen farblos. Interessant ist das Verhalten der Grenzzellen und ihrer Verschluß-

körper. Der Inhalt der ersteren färbt sich homogen rot und ebenso die sonst gegen Farbstoffe so resistenten oder passiven Verschlußkörper. Der Gegensatz zwischen den vegetativen Zellen und den Heterocysten ist auffallend, ebenso die starke Tinktion der Verschlußkörper. Daß die letzteren wirklich selbst Farbstoff speichern, sieht man in Grenzzellen mit schwacher Inhaltfärbung und an den Stellen, wo der Verschlußkörper in den ausgezogenen Tüpfelkanal hineingezogen worden ist (siehe Fig. 14b—e, Taf. b). Die vollkommen diffuse, aber vorhandene Färbung des Grenzzelleninhalts und das häufige Fehlen aller körnigen Einschlüsse überhaupt erweckt den Eindruck, als würden in den Heterocysten die körnigen Gebilde vollkommen gelöst.

Auch die Säurefuchsinmethode B. Zimmermann und die Säurefuchsin-Kaliumbichromatmethode liefern vorzügliche Präparate.

Die Gramsche Methode mit Anilinwasser-Gentianaviolett ergab vorzügliche Resultate, besonders nach Sublimat- oder Formolfixage, nur die Alkoholbehandlung muß man entweder weglassen, da Alkohol alles sehr rasch entfärbt oder man läßt absoluten Alkohol unter dem Deckglas zufließen. Dann kann man alle Grade der Entfärbung des Cytoplasmas erreichen und sieht die Cyanophycinkörner bei starker Jodjodkaliumeinwirkung als ganz scharfe indigoblauschwarze Körner in fast farbloser Umgebung. Die Zentralkörner, welche sich bei Benutzung unfixierten Materials sehr intensiv färben, verlieren viel leichter bei der Weiterbehandlung den Farbstoff und erscheinen am Ende ganz farblos neben den dunklen Cyanophicinkörnern. Die sonst durchaus erythrophilen Cyanophycinkörner färben sich blau; sie liegen besonders dicht in der Nähe des kontrahierten Zentralkörpers, aber deutlich außerhalb desselben; mehr vereinzelt im peripheren Teil des Cytoplasmas, wie die Fig. 15 und 16, Taf. c veranschaulichen. Das Gleiche gilt mutatis mutandis von der Anilinwasser-Methylviolettmethode.

Für die *Chroococcaceen* und *Oscillariaceen*, bei denen die Hauptmasse der Cyanophycinkörner in den Sporen enthalten ist, sollen beide zuletzt genannten Methoddn nach Hegler keine branch-

baren Präparate liefern, weil sowohl durch Karbolfuchsin als auch durch das Gramsche Reagens die starke Sporenmembranfärbung die etwa vorhandene Körnerfärbung vollständig verdeckt. Ich habe an verschiedenen Objekten diese Angabe kontrolliert und kann dieselbe nur bestätigen.

Ein Tinktionsmittel par excellence für die Cyanophycinkörner entdeckte ich im Brillantblau, welches an fixiertem sowie an frischem Materiale diese Granulationen allmählich in allen Nüancen von blau bis schwarzblau färbt. Da dasselbe die Zentralkörner ganz unverändert läßt, ist es in Fällen, wo beide Granulationen miteinander vermengt vorkommen, von unschätzbarem Werte. Das Brillantblau zeigt genau entgegengesetztes Verhaltes wie das Methylenblau: während letzteres nur die Zentralkörner färbt, die Cyanophycinkörner dagegen vollkommen farblos läßt, werden mit jenem gerade die Cyanophycinkörner blau und die Zentralkörner bleiben vollkommen farblos (siehe Fig. 4, Taf. b und Fig. 4, 7, 13 und 18, Taf. f). Ohne diese Färbungsdifferenz würde man in den Zellen von *Anabaena catenula* die äußerst kleinen Granulationen leicht für Cyanophycinkörner, die größeren aber für Zentralkörner ansprechen; beim Vergleich der Fig. 9 und 13 der Taf. f springt jedoch die richtige Sachlage sofort in die Augen; in 9 sind die Zentralkörner mit Methylenblau, in 13 die Cyanophycinkörner derselben Alge mit Brillantblau tingiert. Ich brauche nicht zu betonen, daß ich stets durch Färbung mit Essigkarmin, Altmanns Säurefuchsin und Ferrocyankaliumeisenchlorid, welche allesamt nur die Cyanophycinkörner färben, kontrolliert habe.

Wenn Hegler (p. 297) sagt: „Die Cyanophycinkörner besitzen eine ausgesprochene Erythrophilie, blaue Farbstoffe färben, abgesehen von der Gramschen Methode, überhaupt nicht", so ist dieser Satz jetzt nicht mehr aufrecht zu erhalten. Das Brillantblau färbt diese Körner leichter als alle roten Farbstoffe, sogar an lebendem Materiale.

Wie gegenüber dem Methylenblau, verhalten sich die Cyanophycinkörner gänzlich ablehnend gegen die Hämatoxylinpräparate. Die entgegengesetzten Angaben von Zacharias und Palla sollten nach Hegler ihre Erklärung in der Erscheinung finden, daß die

ausgesprochene Erythrophilie der Cyanophycinkörner durch vorhandene Säurebehandlung in Cyanophilie überspringt. Nach zwölfstündiger Einwirkung von 1 ‰ Salzsäure sollen nach Hegler Hämatoxylinlösungen, welche vorher keinerlei Tinktion der Cyanophycinkörner herbeiführen, letzteren eine intensive Blaufärbung verleihen. Da außer der Salzsäure auch andere verdünnte Säuren denselben Einfluß äußern sollen, war es nicht ausgeschlossen, daß auch in der Zelle gelegentlich auftretende Säuren eine gleiche Aenderung des Verhaltens der Cyanophycinkörner dem Hämatoxylin gegenüber veranlassen konnten. Da die Hämatoxylintinktion für Unterscheidung der verschiedenen Granulationen von Wert ist und in der Tat, wenn sich die Heglersche Beobachtung bestätigte, die abweichenden Befunde von Zacharias und Palla ihre einfache Erklärung gefunden hätten, mußte es für mich von besonderem Werte sein, diese Angelegenheit genauer zu verfolgen. In meinem *Nostoc caeruleum* mit ausnehmend großen Cyanophycinkörnern stand mir ja ein vorzügliches Untersuchungsmaterial für diesen Zweck zur Verfügung. *Tolypothrix lanata* und *Anabaena catenula* konnte ich außerdem zum Vergleich heranziehen. Ich legte das Material zwei Tage in 1 ‰ Salzsäure, wie sie Hegler verwendete, und färbte mit Delafield, dessen Brauchbarkeit ich vorher konstatierte. In keiner der drei Algen aber gelang es mir jedoch, auch nur ein einziges Cyanophycinkorn blau zu färben. Es liegt demnach nicht nur bei Hegler, sondern auch bei Zacharias und Palla irgend welcher Irrtum vor. Auch mit Boehmerschem Hämatoxylin blieb die Bläuung vollständig aus. Ich konnte mich jedoch überzeugen, daß, wenn die Cyanophycinkörner klein sind, sie infolge ihres starken Lichtbrechungsvermögens bei unrichtiger Beleuchtung (Verwendung des Konkavspiegels etc.) eine Blaufärbung bei nicht genauer Untersuchung vorzutäuschen vermögen.

Da die Möglichkeit nicht ausgeschlossen war, daß sich Hegler in der Konzentration seiner Salzsäure geirrt habe, brachte ich Material nunmehr in 1-proz. Salzsäure und prüfte von neuem mit Delafieldschem und Boehmerschem Hämatoxylin. Das Resultat blieb dasselbe. Cyanophycinkörner sind mit Hämatoxylin überhaupt

nicht zu färben: wo es einmal so aussieht, ist es Täuschung. Letztere ist möglich, weil nicht selten die violette Chromatinfärbung durch die glasklaren, schwach hellgelblich glänzenden Cyanophycinkörner hindurchschimmert.

Wie Bütschli ganz richtig behauptet, färben sich die Cyanophycinkörner mit Hämatoxylin niemals, auch nicht nach vorausgegangener Säurebehandlung. Alles, was auf der Fischerschen Taf. II, mit Ausnahme der Fig. 34 und 35, gefärbt ist, sind Zentralkörner. Je alkalischer der Zellinhalt ist, um so mehr nach blau hin ist die Färbung derselben; ist der Zellinhalt ausgesprochen sauer, so ist die Färbung mehr rotviolett, niemals aber so rot, wie Fischer zeichnet. Ganz kleine Körner erscheinen oftmals mehr rot, das ist aber oft nur Beleuchtungseffekt. Mit einem Farbstoff allein ist jedoch das Wesen oder die Zugehörigkeit einer Granulation niemals absolut sicher zu entscheiden, wohl aber bei Prüfung mit mehreren: immer ist es ratsam, außer mit Hämatoxylin mit Methylenblau und Brillantblau zu prüfen, da ersteres von beiden nur die Zentralkörner, letzteres nur die Cyanophycinkörner blau färbt. Molybdänschwefelsäure ist ferner ein vortreffliches Unterscheidungsmittel.

Warnen möchte ich davor, die Tinktionen von Alkoholmaterial bei der Entscheidung zu benutzen; Alkohol übt einen zunächst nicht zu erklärenden, aber tief eingreifenden Einfluß auf das tinktionelle Verhalten der diversen Granulationen aus. So speichern z. B. die Zentralkörner bei Alkoholmaterial schließlich kein Methylenblau mehr. Es empfiehlt sich deshalb, stets neben anderweit fixiertem Material auch stets frisches heranzuziehen.

Nadsons Reservekörner entsprechen den Cyanophycinkörnern, allein es ist nicht richtig, wenn er dieselben in Fig. 46 als durch Hämatoxylin (bei Jodalkoholfißage) blau gefärbt angibt; sie färben sich durch dieses Tinktionsmittel überhaupt nicht! Endlich halte ich die „Mikrosomen" der Fig. 11 der Nadsonschen Tafel für Chromatophoren, denn es können nicht Zentralkörner sein, weil diese mit Hämatoxylin rotviolett werden und nur im Zentralkörper liegen, es können auch nicht Cyanophycinkörner sein, weil diese sich damit gar nicht färben. Die regelmäßige Einlagerung im peripheren

Plasma spricht dafür, daß Chromatophoren gemeint sind, welche freilich ebenfalls eine Blaufärbung mit Methylenblau nicht annehmen.

Wie schon erwähnt, verhalten sich die Cyanophycinkörner dem Methylenblau gegenüber vollkommen passiv, gleichgültig ob es sich um fixiertes oder lebendes Material handelt; dasselbe gilt vom Methylviolett. Nur mit Grams Methode lassen sich unter Anwendung von Methylviolett an Stelle des sonst üblichen Gentianaviolett die Cyanophycinkörner intensiv violett bis schwarzblau tingieren.

Chemie der Cyanophycinkörner.

Löslichkeit.

Die Cyanophycinkörner lösen sich in:		lösen sich nicht in:
unter Quellung	konz. Schwefelsäure	Alkohol
	Salpetersäure	Aether
	Salzsäure	Chloroform
	5 % Kalilauge	Schwefelkohlenstoff
		1—5 % Natriumkarbonat
starke Quellung u. Substanzverlust	3 ‰ Salzsäure	1—2 % Schwefelsäure
	Essigsäure (96 %)	1 ‰ Salzsäure

Mit Jodwasser oder Jodjodkalium färben sie sich wenig (Zacharias u. a.), mit Jod + 1 % Schwefelsäure tief braun. Was ich bei *Hapalosiphon pumilus* mit bloßer Jodjodkaliumlösung nach der Fischerschen Angabe stark braungelb gefärbt fand, könnte wohl nur Fett gewesen sein, daher auch die Schwärzung derselben Körner mit Osmium.

Millon färbt die Körner nicht, ebensowenig Zucker + Schwefelsäure, ebensowenig alkoholische Furfurollösung + HCl oder Schwefelsäure (Hegler) und Molybdänschwefelsäure.

Die Xantoproteïnsäurereaktion (Salpetersäure + Ammoniak oder Kalilauge) sowohl wie die Alloxanreaktion ergab negatives Resultat (Hegler, Kohl), ebenso die Orcin- (+ Schwefelsäure oder Salzsäure) Reaktion.

Von den weiter zur Anwendung gebrachten Eiweißreagentien ergaben positives Resultat Zimmtaldehyd und Salicylaldehyd

mit halbverdünnter und mit Ferrisulfatlösung versetzter Schwefelsäure. Die Vanillinschwefelsäure- oder Salzsäurereaktion bleibt dagegen aus.

Ausgezeichnet gelingt die Hartig-Zachariassche Blutlaugensalz-Eisenchloridreaktion, durch welche die sämtlichen Cyanophycinkörner mit Berlinerblau intensiv blau gefärbt werden.

Mit Millonschem Reagens ist es mir nie gelungen, die bekannte Eiweißreaktion an den Cyanophycinkörnern zu beobachten; nur in den Heterocysten und vielen Konkavzellen treten nach Behandlung mit Millon unter vorsichtiger Erwärmung fast schwarz erscheinende Kügelchen scharf hervor. Da ich am gleichen Orte und häufig in ähnlicher Grösse und Zahl mit Ferrocyankalium-Eisenchlorid sich blau färbende Granulationen fand, ist es mir wahrscheinlich, daß es sich hier um Cyanophycinkörner handelt. In den vegetativen Zellen scheint die Reaktion dieser Körner mit Millon durch irgend eine Substanz verhindert zu werden.

Die bisher angestellten Verdauungsversuche mit Pepsin und Pankreatin haben die vollständige Verdaulichkeit der Cyanophycinkörner dargetan (Hegler). Die Verdauung mit Pepsin (0,2 % Pepsin in Wasser + 0,05 — 0,1 % HCl) ging bei 39—40° C so glatt von statten, daß nach 12 Stunden nichts mehr von Cyanophycinkörnern nachzuweisen war. Dabei wurde sowohl durch 0,05—0,1 % HCl entkalktes als auch Alkoholmaterial angewandt. Besonders wertvoll sind die Versuche mit Pankreatin, weil bei ihnen eine etwaige lösende Nebenwirkung der Säure eliminiert ist, da die Pankreatinverdauung nur in neutraler oder schwach alkalischer Lösung sich vollzieht und zur Abstumpfung sich bildender Säure geringe Mengen von Natriumkarbonat zugefügt werden. Hegler wandte eine Lösung von 0,05 % Pankreatin und 0,25 % Natriumkarbonat bei 39—40° C an.

Ich habe die Verdauungsversuche wiederholt und mich dazu Merckscher Präparate bedient.

Pepsinlösung: 0,1 Pepsin + 0,1 Salzsäure.

Pankreatinlösung: 0,05 % Pankreation + 0,25 % $NaHCl_3$.

Bei allen Versuchen, zu denen sich besonders die *Nostoc*- und *Anabaena*-Zellen mit ihren großen Cyanophycinkörnern eignen, ver-

schwanden die letzteren allmählich, die Tinktionen traten immer schwächer ein, bis endlich auch mit dem Mikroskop nichts mehr von diesen Granulationen zu entdecken war.

Es ist hiernach sicher, daß die Cyanophycinkörner sowohl durch Pepsin als durch Pankreatin verdaut werden. Die gegenteilige Ansicht von HIERONYMUS kann ich hiernach nicht teilen, auch fand ich bestätigt, daß 0.2 % Salzsäure die Cyanophycinkörner nicht löst; es ist also in den Pepsinverdauungsversuchen nicht die Salzsäure, welche die Lösung verursacht.

Optisches Verhalten der Cyanophycinkörner.

Bei *Anabaena torulosa*, *Oscillaria limosa* und anderen wurden die Cyanophycinkörner optisch inaktiv gefunden, bei *Lyngbya*-Arten mit besonders großen Körnern dagegen verrieten sie durch Aufleuchten zwischen gekreuzten Nikols eine schwache Doppelbrechung. Die Cyanophycinkörner von *Nostoc caeruleum*, *Anabaena catenula* und die von *Tolypothrix lanata*, welche ich sorgfältig im Polarisationsmikroskop beobachtet habe, ließen jedoch keine Spur von Doppelbrechung erkennen; innerhalb der hell aufleuchtenden Scheiden und Membranen blieb bei gekreuzten Nikols alles dunkel.

Das Lichtbrechungsvermögen der Cyanophycinkörner ist etwa das des Dammarlackes, weswegen sie ungefärbt in solchem fast völlig verschwinden. In einer ganzen Reihe von Lösungen treten sie wohl infolge rein optischer Verhältnisse sehr deutlich hervor; als Beispiel führe ich Kupferoxydammoniak an; als ich dasselbe zur Lösung der Heterocystenmembran auf die *Tolypothrix*-Fäden längere Zeit einwirken ließ, bemerkte ich wiederholt ein auffallend scharfes glänzendes Hervortreten der Cyanophycinkörner, während gleichzeitig die Chromatophoren und die Zentralkörner fast verschwanden.

Sowohl das chemische, das physikalische und tinktionelle Verhalten der Cyanophycinkörner als auch das gegen Pepsin und Pankreatin spricht für die Eiweißnatur dieser Gebilde.

Wie Proteinkristalloide, speichern sie energisch Jod und Farbstoffe, wie Karmin, Säurefuchsin etc., wie Proteïnkristalloide geben sie eine Anzahl für diese charakteristische Eiweißreaktionen: Zimmt-

aldehyd + halbverdünnte, mit Ferrisulfatlösung versetzte Schwefelsäure ruft Gelbfärbung hervor, die Hartig-Zachariassche Blutlaugensalz-Eisenchloridmethode läßt die Cyanophycinkörner schön blau werden, wie Proteïnkristalloide endlich werden diese Körner von Pepsin in saurer, von Pankreatin in neutraler oder alkalischer Lösung verdaut.

Die Cyanophycinkörner sind wie die Eiweißkristalloide unlöslich in Alkoholhl, Aether, Chloroform, Schwefelkohlenstoff, unlöslich in verdünnten Säuren und Alkalien, löslich dagegen unter Quellung in konzentrierten Säuren, in konzentrierten kaustischen und kohlensauren Alkalien.

Negative Resultate ergaben bis jetzt die Millonsche Reaktion, die Zuckerschwefelsäureaktion, die Reaktion mit alkoholischer Furfurollösung + Salzsäure oder Schwefelsäure, die Xanthoproteïnreaktion, die Alloxanreaktion und die Orcinreaktion. Von den bisher an anderen Objekten zum Nachweis von Eiweißkristalloiden in Anwendung gebrachten Tanninmethoden (Tamineisenvitriol, Tanninosmiumsäure, Tanninkaliumbichromat) ergab bisher nur die erste leidliche Resultate, wenn auch die hellviolette Scheidenfärbung die Beurteilung des Färbungsresultates sehr erschwert. Die Goldchloridmethode habe ich ebenfalls versucht, doch sind meine diesbezüglichen Versuche noch nicht zum Abschluß gelangt, so daß ich mir über die Brauchbarkeit dieser Methode noch kein definitives Urteil bilden konnte.

Die Rolle der Cyanophycinkörner, in welchen wir nach dem Gesagten nichts anderes als Proteinkrystalloide des Cytoplasmas zu erblicken haben, ist klarer als die der Zentralkörner; alle Erfahrungen nötigen dazu, diese Körner als Reserveeiweiß anzusehen.

Keimungsversuche haben gezeigt, daß die oft massenhaft in den Sporen gespeicherten Cyanophycinkörner bei der Keimung der Sporen verschwinden und daß die jungen, aus der Spore hervorwachsenden Keimfäden vollkommen oder nahezu frei sind von diesen Granulationen; letztere werden allmählich gelöst und bei der Produktion neuer Zellen verbraucht.

Hierzu kommt weiter das Verhalten der Zellen in der Nähe der Fadenenden bei *Tolypothrix* und ähnlichen *Cyanophyceen*. Diese

Zellen sind größtenteil frei von Cyanophycinkörnern; auch hier, wo die Zellteilungen und das Wachstum am lebhaftesten von statten gehen, übertrifft der Verbrauch an Eiweiß die Produktion, es kommt in dieser Fadenregion nicht zur Speicherung (siehe Fig. 1 u. 11 Taf. k). In dieser Beziehung die Heterocysten mit Hegler als Reservedepots anzusprechen, halte ich für einen Irrtum; gerade die Heterocysten sind fast immer ohne alle Cyanophycinkörner, jedenfalls die vollkommen ausgebildeten, und während ihrer Ausbildung kann man deutlich das allmähliche Verschwinden der Cyanophycinkörner (sowie der Zentralkörner) verfolgen. Die Heterocysten sind im Gegenteil gerade die Zellen, welche die in ihnen enthaltenen Granulationen sofort zu ihrer eigenen Organisation selbst verbrauchen und während der längsten Zeit ihrer Existenz niemals wieder solche hervorbringen (siehe den Abschnitt: Heterocysten).

Der Gehalt an Cyanophycinkörnern ist ferner bei Beginn der Vegetationsperiode, also zu einer Zeit, wo nach längerer Ruhe Wachstum und Teilungen der Zellen besonders energisch einsetzen, beinahe gleich Null. Es kommt eben beim starken Verbrauch an Eiweiß nicht zu einer auch noch so kurzen Speicherung; erst wenn die genannten Prozesse in ruhigere Bahnen einlenken, erscheint ein Plus in der Eiweißbilanz in Gestalt der Cyanophycinkörner.

Endlich wird durch die Dunkelkulturen die Reservestoffnatur der Cyanophycinkörner in unanfechtbarer Weise bewiesen. Schon nach wenigen Wochen konnte Hegler seiner Zeit das totale Verschwinden dieser Kristalloide aus den Zellen der Dunkelfäden von *Aphanothece stagnina*, *Lyngbya aestuarii* und *Oscillaria limosa* konstatieren; ich habe an Dunkelkulturen von *Tolypothrix lanata* und *Nostoc caeruleum* mit gleicher Sicherheit diesen Verbrauch beobachten können. Erneute Belichtung rief in allen Fällen erneute Cyanophycinkörner-Ueberproduktion hervor; schon nach wenigen Tagen stellen sich die ersten Körnchen ein, die ich mit Brillantblau leicht sichtbar machen konnte. Der Kontrast zwischen Licht- und Dunkelfäden ist so in die Augen springend, daß man ihn schon ohne Zuhilfenahme von Färbungen deutlich bemerkt, denn an Stelle des vorher körnigen Cytoplasmas erblickt man nach der Aushungerung ein bei-

nahe homogenes und nur durch die winzigen Chromatophoren ganz fein und gleichmäßig punktiertes Cytoplasma. Daß dabei die Zellen lebend und gesund geblieben, geht aus der erneuten Cyanophycinkornbildung bei nachfolgender Belichtung hervor.

Im Cytoplasma auftretende Proteïnkristalloide sind nichts Neues, wir kennen sie aus Knollen, Rhizomen, Blättern (*Solanum*, *Orchideen*, *Polypodium* etc.), aber nirgends ist deren Auftreten im Cytoplasma wohl so massenhaft wie bei den *Cyanophyceen*, sind doch unter günstigen Umständen die Zellen bei diesen Gewächsen, soweit der verfügbare Raum es gestattet, geradezu vollgestopft damit, nirgends auch kann man die quantitativen Schwankungen in so vorzüglicher Weise beobachten, wie bei manchen Vertretern dieser Algengruppe. Zweifellos wird man daher unter den *Cyanophyceen* besonders wertvolle Objekte finden für Untersuchungen über die Eiweißsynthese, über den Eiweißabbau und die Eiweißspeicherung in ihrer Abhängigkeit von äußeren Verhältnissen und von wechselnden Ernährungsbedingungen. Von der Anstellung zielbewußter Kulturversuche mit künstlichen Nährlösungen sowohl als von einem genauen Studium des Einflusses der Pilzsymbionten auf die *Cyanophyceen*-Gonidien im Flechtenthallus sind wichtige Aufschlüsse zu erwarten. Nach den angedeuteten Richtungen habe ich Untersuchungen bereits im Gange.

III. Abschnitt.

Fett, Gerbstoffe.

Fettes Oel.

Die bisher vorliegenden Untersuchungen lassen erkennen, daß sich nicht nur die einzelnen Cyanophyceenarten, sondern auch die Zellen ein und derselben Art sehr verschieden verhalten können gegen die gebräuchlichen Reagentien auf fettes Oel. Fasse ich zunächst wieder *Tolypothrix* ins Auge, so sind von ZACHARIAS mit Osmiumsäure sich schwärzende Körnchen in den Zellen nachgewiesen worden, von FISCHER konnten sie nicht gefunden werden. Nach ZACHARIAS liegen „zahlreiche, geschwärzte Tröpfchen nur im peripheren Plasma, nicht im farblosen Zentralteil". Auf Zusatz von Alkohol verschwanden sie. FISCHER fand vereinzelte, durch Osmium sich schwärzende Körner bei *Hapalosiphon pumilus, Oscillaria, Froelichii* und *tenuis* und *Chroococcus*, er vermißte sie außer bei *Tolypothrix* bei *Oscillaria princeps* und *Glococapsa*. FISCHER stellt folgendes fest. Die mit Jod sich bräunenden Körner schwärzen sich mit Osmium. Alkoholbehandlung und Lebendverdauung verhindern nachherige Jodfärbung, wahrscheinlich durch Denaturierung. FLEMMINGsche Lösung schwärzt nicht, weil vermutlich die Chromsäure die Körner verändert, ehe die Osmiumsäure reduziert wird. Kaliumbichromat, Eisenchlorid und Methylenblau geben keine Reaktion auf Gerbstoff in den fraglichen Körnern. Aus der Tatsache, daß die durch Osmiumsäure geschwärzten Körner in Xylol unlöslich sind und auch die Jodfällung der Körner dauerhaft ist, wie mit Jod-

alkohol fixiertes Material zeigt, schließt Fischer, daß es sich nicht um Fette handeln kann.

Nach den Untersuchungen von Handwerk ist die Osmiumsäure ein Reagens nur für Oelsäure und Oleïn, nicht aber vermag sie Palmitinsäure und Stearinsäure sowie deren Glyceride zu schwärzen. Hiernach würden auch ohne Schwärzung irgend welcher Körner dennoch fette Oele oder freie Palmitinsäure resp. Stearinsäure anwesend sein können. Mit dieser Voraussetzung ging ich an die Prüfung der *Tolypothrix*-Zellen. Ich kann zunächt bestätigen, daß der Fettgehalt ein sehr schwankender ist, denn neben Fäden, in denen kaum eine oder nur eine sehr minimale Schwärzung eintritt, liegen in gleichem Rasen Fäden mit zahlreichen Fettkugeln. Eine Regel in Bezng auf die Verteilung des Fettes innerhalb des einzelnen Fadens war nicht zu erkennen, nur die Grenzzellen fand ich entschieden größtenteils ärmer an Fettkugeln als die vegetativen Zellen, zum Teil sogar ganz frei davon. Nach Osmiumbehandlung unter leichtem Erwärmen erschienen geschwärzte Kugeln hauptsächlich in der nächsten Umgebung des Zentralkörpers, dessen Inneres vollkommen frei davon war (Fig. 17 Taf. a).

Anders war die Plazierung bei Rotfärbung der Fettkugeln mit Amidoazobenzo-β-naphtol = Sudan III (Grübler). Bei Anwendung von 0,5 % alkoholischer Lösung nahmen die Fettkugeln schnell eine schöne rote Farbe an, aber sie lagen mehr peripher, ja zum Teil ganz an der Zellwand, also in der äußersten Cytoplasmaschicht, was man bei der Einstellung des Mikroskops auf die Mitte der Zelle sicher eruieren konnte. Bei hoher und tiefer Einstellung sind die Kugeln über die ganze Zelle zerstreut, wie die diesbezüglichen Fig. 16 a und b Taf. a wiedergeben, a ist die Lage der Kugeln bei hoher Einstellung, b bei im optischen Längsschnitt. Diese Differenz in der Position der Fettkugeln bei der Osmiumsäurebehandlung einerseits und der Sudan-Tinktion andererseits war mir anfangs rätselhaft, bis ich beobachten konnte, daß infolge der Kontraktion des Protoplasten durch den Alkohol der Sudanlösung die Fetttröpfchen nach außen gepreßt werden. Kontrahiert sich der Protoplast so stark, daß ein deutlicher Zwischenraum zwischen Zellwand und Proto-

plastenoberfläche entsteht, so wird häufig das Fett ganz aus den Protoplasten ausgequetscht und liegt dann vollkommen frei in diesem Zwischenraum. Dann ereignet es sich nicht selten, daß nebeneinanderliegende Fettkugeln sich zu größeren Tropfen vereinigen. Den Austritt der gefärbten Tropfen zeigt die Fig. 16 d Taf. a, in der drei Kugeln außerhalb des Cytoplasmas liegen. Man wird auf derartige artifizielle Verschiebungen von körnigen Gebilden durch Einfluß des Reagens in manchen Fällen sein Augenmerk richten müssen; auch bei Beurteilung der Chromatophoren wird diese anscheinend leichte Durchsetzbarkeit derselben in Erwägung gezogen werden müssen (vide Chromatophoren). Ausgezeichnete Resultate lieferte mir die Methylenblau-Sudan-Methode. Behandelt man vital mit Methylenblau tingierte Fäden mit verdünnter Sudanlösung, so erhält man Präparate, wie Fig. 18 Taf. a darstellt. Die Zentralkörper erscheinen schön hellblau und umschließen die dunkelblauen Zentralkörner, während außerhalb der Zentralkörper die roten Fettkugeln sichtbar werden. An dem abgebildeten Faden sind die Fettkugeln bis zur Endzelle etwa gleichmäßig verteilt, die Zentralkörner dagegen nehmen an Größe und Menge gegen das Fadenende hin deutlich ab, arm oder frei von Fett sind die Grenzzellen (vide Zentralkörner), wie man an Fig. 16 c Taf. a sieht.

Vorteilhaft ist mitunter eine vorhergehende Formolfixage. Man gibt auf den Faden einen Tropfen Formol, nach fünf Minuten einen Tropfen Methylenblaulösung und nach 10 Minuten einen Tropfen frisch bereiteter Sudanlösung + einen Tropfen Wasser.

Wie Methylenblau-Sudan, bewährte sich auch ein Gemisch von Methylenblau und Gelb, indem man an die Stelle des Sudan III Dimethylamidoazobenzol setzte. Das Cytoplasma erscheint blau, die Fetttropfen gelb, da die Fette Methylenblau nicht speichern.

Mit Gram färben sich die Fetttröpfchen der *Tolypothrix*-Zelle nicht.

Zum Fettnachweis bediente ich mich weiter des H. Moellerschen Verfahrens.

Das Moellersche Verfahren ist ein modifiziertes Bungesches (Chloroform 2 Minuten, 3 Minuten in Natriumsuperoxyd + Wasser,

Abspülen in Wasser, mehrmaliges Aufkochen in Karbolfuchsin während 1 Minute, 15 Sekunden in 5% Schwefelsäure, Nachfärbung mit 1% wässeriger Methylenblaulösung während 1—2 Minuten). Moeller verwendet an Stelle des Natriumsuperoxyds + Wasser 5% Chromsäure. Da die Membran der Cyanophyceenzelle für Chloroform leicht durchlässig ist, während die Bakterienmembran für Chloroform nahezu impermeabel ist, muß natürlich hier die Chloroformvorbehandlung wegfallen. Daß Chloroform in die *Cyanophyceen*-Zelle leicht eindringt, geht schon daraus hervor, daß man das Phykocyan mit Chloroformwasser ausziehen kann; das Chloroform tötet dabei fast momentan den Protoplasten mit seinen Organen und das Phykocyan löst sich in Wasser. Aus der Bakterienzelle löst dagegen Chloroform selbst bei 24stündiger Einwirkung in der Siedehitze das Fett nicht heraus. 5% Schwefelsäure ist für die *Cyanophyceen* zu kräftig, ich habe deshalb 1% Schwefelsäure benutzt. Mit einiger Uebung gelingt es gut, neben dunkelblauen Zentralkörnern im Zentralkörper in hellblauem Cytoplasma rote Fettkugeln zu erhalten.

Alkannatinktur, hergestellt durch Extraktion von einem Teil Alkannawurzelrinde mit fünf Teilen 50% Alkohol, färbt zwar ätherische Oele und Harze ebenso wie fettes Oel, allein es mußte doch von Interesse sein, auch die Wirkung dieses Tinktionsmittels zu untersuchen, da Fischer trotz Schwärzung von Körnchen mit diesem Reagens keine Tinktion erzielen konnte. Ich habe bei *Tolypothrix* nicht in allen Fäden, aber doch recht häufig mit Alkannatinktur, welche die Scheide schwach bläulich tingiert, kleine, im peripheren Cytoplasma liegende runde Tröpfchen deutlich rot färben können.

Chromosmiumessigsäure schwärzt die Tröpfchen in der Tat, wie Fischer konstatierte, nicht; es dürfte also die raschere Einwirkung der Chromsäure die langsamere Reduktion der Osmiumsäure unmöglich machen.

Die Unlöslichkeit der mit Osmiumsäure geschwärzten Körner in Xylol konnte ich nicht bestätigen; dieselben verschwanden vielmehr vollständig, mitunter freilich erst nach längerer Einwirkung des Xylols.

Die gefärbten Tröpfchen blieben intakt gegen kaltes und kochendes Wasser, lösten sich dagegen leicht in Aether, Benzol, Chloroform und Schwefelkohlenstoff. Mit Jodpräparaten färbten sie sich nicht. (Nach FISCHER sollen sich dieselben Körner, welche sich mit Osmiumsäure schwärzen, mit Jod braun färben.) In Alkohol lösen sich die Tröpfchen nicht. (ZACHARIAS gibt das Gegenteil an, und auch nach FISCHER soll die Osmiumschwärzung an Alkoholmaterial ausbleiben.)

Eisessig, wässerige Chloralhydratlösung (5 Chloralhydrat + 2 Wasser), verdünnte und konzentrierte Kalilauge lösen die Tropfen nicht; auch konzentrierte Salzsäure ruft keine Veränderung hervor.

Wenn ich in obigen Mitteilungen vom Fettnachweis in der *Cyanophyceen*-Zelle sprach, so tat ich es in Kenntnis der Mitteilungen von KORSCHELT und HEIDENHAIN, wonach in den reifenden Eiern von *Dytiscus marginalis* sowie in den Leukocyten der Dünndarmwand mit Osmiumsäure sich schwärzende Granulationen auftreten, die doch kein Fett sind. Da aber noch niemand hat sagen können, aus was diese Granula der Tierzelle bestehen, liegt kein Grund vor, hier bei den *Cyanophyceen* einstweilen nicht von Fetttropfen zu sprechen; FISCHER konnte seinerzeit noch folgende Reaktionen derselben nachweisen. Sie lösen sich momentan in Millon und in Salpetersäure, ersteres erzeugt später granuläre Fällungen.

Merkwürdig ist, daß FISCHER bei *Oscillaria Frechlichii* und *Chroococcus* vereinzelte sowie durch Osmium sich schwärzende Körner sah, bei *Oscillaria tenuis* und *Hapalosiphon* deren viele, bei *Oscillaria princeps*, *Glococapsa* und *Tolypothrix* keine, während ZACHARIAS und ich gerade bei *Tolypothrix* dieselben deutlich und in oft nicht unbeträchtlichen Mengen nachweisen konnten.

Nostoc caeruleum fand ich stets ohne Fett, in den vegetativen Zellen und Sporen von *Anabaena catenula* dagegen färbten sich mit Sudan III stets kleine peripher im Cytoplasma liegende Tröpfchen intensiv rot; die Heterocysten waren stets frei davon; auch in den der Desorganisation verfallenen, den Konkavzellen von *Tolypothrix*

homologen Zellen dieser beiden Algen sind Fetttröpfchen enthalten; letztere erschienen mir sogar in den desorganisierten Zellen von *Anabaena* besonders reichlich vertreten.

Gerbstoff.

Gerbstoff enthalten die Zellen von *Tolypothrix* nicht, da weder mit Eisenchlorid noch mit Kaliumbichromat eine Reaktion sichtbar wurde. Auch bei anderen *Cyanophyceen* habe ich Gerbstoff nicht entdecken können (*Nostoc, Anabaena, Rivularia* etc.).

IV. Abschnitt.

Chromatophoren.

Eine sonderbare Unklarheit herrschte bisher betreffs der Frage nach dem Wesen der Chromatophoren der *Cyanophyceen*-Zelle. Sehe ich ab von einigen spontanen und vollkommen in der Luft hängenden Spekulationen über diese Angelegenheit, so kann ich nach allen vorliegenden Beobachtungen nur zwei Fälle für diskutabel halten: Entweder ist die sog. Rindenschicht, welche allein den Farbstoff enthält, in toto als Chromatophor zu betrachten oder aber es sind die bisher als Grana des Chromatophors angesprochenen Gebilde selbst die Chromatophoren*).

Nehme ich an, die erste beider Auffassungen sei die richtige, so involviert dieselbe mehrere Forderungen. Da dieses ring-, glocken- etc.-förmige Chromatophor, wie wir es nicht anders kennen, im Cyto-

*) Bei einzelnen vorübergehend zu den *Cyanophyceen* gezählten Algen wurden Chromatophoren von verschiedener Gestalt beobachtet. Zopf fand bei der *Sirosiphonacee Phragmonema sordidum* Z. ein Chromatophor, Schmitz einen Zellkern, weshalb letzterer diese Alge zu den *Bangiaceen* stellte. Tangl glaubte 1883 von der zu den *Oscillariaceen* gerechneten *Plaxonema oscillans* Tangl ein scheibenförmiges blaues Chromatophor entdeckt zu haben. Lagerheim beobachtete 1884 an *Glaucocystis Nostochinearum* Itzigs. Gebilde, welche er für Chromatophoren hielt. Hansirg endlich schreibt den *Cyanophyceen Chroodactylon Wolleanum* Hansg. und *Chr. ramosum* und *Chroothece Richteriana* sternförmige Chromatophoren zu. *Phragmonema*, *Chroodactylon*, *Chroothece* und *Glaucocystis* haben sich nun aber später als zu den *Bangiales* gehörig erwiesen und auch die Zugehörigkeit von *Plaxonema oscillans* zu den *Cyanophyceen* ist zweifelhaft.

plasma eingelagert sein müßte, müßte es gelingen, eine ungefärbte Cytoplasmaschicht sowohl zwischen Membran und Chromatophor als auch zwischen Zentralkörper und Chromatophor nachzuweisen. Keiner von den Forschern hat solche hyaline Cytoplasmalagen bisher da gesehen, wo man sie erwarten müßte. Alle diesbezüglichen Angaben in der Literatur sind nichts weiter als Vermutungen und werden meist als solche unumwunden bezeichnet. Gesetzt den Fall, wir hätten in der *Cyanopheen*-Zelle wirklich ein derartiges im Cytoplasma schwimmendes großes Chromatophor vor uns, so würde dessen Gestalt wechseln zwischen folgenden Formen: Hohlzylinder, Glocke und Hohlkugel, denn man sieht auf wirklichen oder optischen Längsschnitten entweder die grüne Partie nur unter der Zylinderfläche der Zelle z. B. von *Tolypothrix*, oder außerdem noch längs einer der beiden Querscheidewände oder endlich rings um den Zentralkörper sich erstrecken. In den Endzellen der Fäden würde das Chromatophor immer Glockenform haben müssen und die Glocke wäre entweder unten offen oder geschlossen. Besonders ungünstig würden die Verhältnisse bei der Hohlkugelform des Chromatophors liegen, denn dann müßte sich der gesamte Stoffverkehr zwischen Innerem der Hohlkugel, also besonders zwischen dem Zentralkörper, welcher in beträchtlichem Maße Stoffe speichert, und dem peripherischen Cytoplasma durch das Chromatophor hindurch abspielen, was sehr unwahrscheinlich ist. Das Auftreten typischer Zentralkörner außerhalb des Chromatophoren, auf das ich im Abschnitt Zentralkörner hingewiesen habe, wäre mehr als rätselhaft.

Hierzu kommt, daß schon die Tatsache Befremden erregen mußte, daß die Gestalt des Chromatophors selbst innerhalb eines Fadens so wechseln sollte, wie wir es bei vielen *Cyanophyceen* sehen; für gewöhnlich ist die Chromatophorengestalt sogar konstant für die Art oder es sind doch die gestaltlichen Abweichungen unbedeutend und konstant oder nahezu konstant in den gleichwertigen Zellen eines Individuums oder einer Kolonie.

Anders gestalten sich die Verhältnisse bei der zweiten der oben angeführten Auffassungen, welche ich für die allein richtige

und annehmbare und mit den tatsächlichen Beobachtungen in Harmonie stehende halte. Ich betrachte alles, was in der *Tolypothrix*zelle außerhalb des Zentralkörpers liegt, als Cytoplasma, in welches in einer durch mitsprechende Verhältnisse bestimmten Anordnung die winzigen, körnchenförmigen Chromatophoren eingebettet sind. Die sog. Rindenschicht ist nichts anderes als der Teil des Cytoplasmas, welcher die Chromatophoren führt. Die Chromatophoren sind die Gebilde, welche einzelne Forscher als Grana ihrer Chromatophoren ansahen.

Da der Zentralkörper, wie ich an anderer Stelle bewiesen habe, mit seinen zahlreichen cilien- oder polypenartigen Fortsätzen bis nahe an die Zellinnenwand sich ausstreckt, ist natürlich die Gestalt des peripheren, Chromatophoren führenden Cytoplasmas eine wechselnde und komplizierte, denn alle Zwischenräume zwischen den Auszackungen und Ausfransungen des Zentralkörpers werden von Cytoplasma ausgefüllt. Hierdurch erklären sich mit einem Schlage eine Menge der einander widersprechenden Angaben über den Ort der Ablagerung der verschiedenen Granulationen in der *Cyanophyceen*-Zelle. Körner, welche in den Strahlen des Zentralkörpers liegen, können den Eindruck erwecken, als gehörten sie dessen Umgebung an, und umgekehrt werden körnige Gebilde des Cytoplasmas oft den Anschein erwecken, als wären sie Einlagerungen des Zentralkörpers. Die jeweilige Lage, in der wir irgend welches Korn vorfinden, wird häufig nur den momentanen Endpunkt einer stattgehabten Wanderung darstellen, welcher bei der von mir geltend gemachten Auffassung keinerlei Hindernis sich entgegenstellt, wogegen solche Wanderungen bei der Anwesenheit eines hohlzylindrischen Chromatophors unmöglich oder sehr erschwert sein würden.

Die Chromatophoren führende Cytoplasmaschicht erfüllt nun naturgemäß den Zwischenraum zwischen Zentralkörper und Zellwand und hat demgemäß, da der Zentralkörper wohl niemals direkt an die Querscheidewände grenzt, immer die Grundgestalt einer Hohlkugel oder Tonne. Ist die der Querscheidewand anliegende Cytoplasmaschicht sehr dünn, so bleibt kein Platz für die Einwanderung

der Chromatophoren und sie erscheint, wie es in der Tat häufig der Fall ist, vollkommen farblos; ist sie dicker, so wandern Chromatophoren in dieselbe ein und ordnen sich zu Reihen. Die als Cyanophycinkörner-Reihen bezeichneten Gruppierungen von Granulationen sind häufig nichts anderes als Chromatophoren, die in etwa gleichen Abständen in das querwandständige Cytoplasma eingebettet sind und an Querschnitten natürlich Kettenanordnung aufweisen.

Daß in der *Cyanophyceen*-Zelle nicht ein Chromatophor vorliegen konnte, wie wir sie sonst kennen, ging für mich schon hervor aus einer Anzahl von Beobachtungen über die freie Bewegung von Vakuolen innerhalb der Zelle. Es gelang mir des öfteren, zentralständige Vakuolen, wie sie bisweilen in den Zellen, besonders in den Fadenendzellen auftreten, durch Druck von Stelle zu Stelle zu schieben bis an die Zellwand, ohne daß ein Hindernis, welches ein großes Chromatophor doch bieten müßte, sich entgegengestellt hätte. Durch ein festgefügtes Chromatophor, wie wir es sonst in den Pflanzenzellen vor uns haben, kann man niemals eine Vakuole hindurchbewegen, auch wenn wir dem Stroma desselben eine halbflüssige Konsistenz zuschreiben wollten, die dasselbe sicher häufig nicht einmal hat.

Bei Gelegenheit der Besprechung der Chromatophorenfrage berührt Fischer auch die Plasmolyse der *Cyanophyceen*-Zelle, indem er sagt (p. 25): „Da bei *Lyngbya*, *Oscillaria tenuis* und verschiedenen anderen das Chromatophor ein nach den Querwänden zu offener Hohlzylinder ist, in dem der sogenannte Zentralkörper steckt, so würde, wenn kein protoplasmatischer Wandbeleg das Ganze umschlösse, hier gar kein solches osmotisches System vorhanden sein wie bei anderen Pflanzenzellen: es würden dann die Cyanophyceen auch nicht so plasmolysierbar sein, wie sie es, übereinstimmend mit anderen Pflanzenzellenzellen, sind." Hierzu möchte ich bemerken: Die *Cyanophyceen*-Zellen sind meist vakuolenfrei, soweit es sich um die vegetativen Zellen, also um die Mehrzahl der Zellen, handelt. Vakuolen in frischen normalen Fäden sah ich, wie im Abschnitt: Vakuolen ausführlich auseinandergesetzt ist, meist nur in den Heterocysten und in den Fadenendzellen bisweilen. Wir haben

also in der Tat meist kein osmotisches System in der gewöhnlichen *Cyanophyceen*-Zelle wie bei anderen Pflanzenzellen mit Vakuolen oder mit Zentralvakuole vor uns. Die auf Einwirkung mancher Lösungen eintretende Plasmolyse ist infolgedessen keine echte, sondern eine Schrumpfungsplasmolyse, wie ich sie nennen will. Zentralkörper und Plasma, welchen Wasser entzogen wird, verringern ihr Volumen und der gesamte Zellinhalt zieht sich häufig, zusammengefallen oder verdichtet, an eine beliebige Zellwandseite zurück. Will man sich ein osmotisches System schaffen, so könnte man es bestehen lassen aus Hautschicht und Körnerplasma, welchem letzteren nach Maßgabe der Permeabilität für Wasser resp. Impermeabilität der Hautschicht für die plasmolysierende Lösung Wasser entzogen wird; immer aber ist dieses System ein anderes, als das ist, an welches man bei der gewöhnlichen Plasmolyse denkt. Da nun die Plasmolyse der vakuolenfreien *Cyanophyceen*-Zelle in erster Linie Verdichtung des gesamten Zellinhaltes ist, werden bei letzterer mitunter Flüssigkeitstropfen, welche vorher im Cytoplasma schwimmen, ausgepreßt, wie ich das in ausgezeichneter Weise an Fettkugeln von *Tolypothrix* beobachten konnte. Weist man mit Osmium das Fett nach, so findet man die geschwärzten Tropfen ganz in der Nähe des Zentralkörpers (Fig. 17, Tafel a), benutzt man dagegen alkoholische Sudanlösung, so erscheinen die roten Kugeln meist dicht an der Außenseite des Protoplasmas oder sogar außerhalb der Protoplasten. Die alkoholische Sudanlösung läßt den Protoplasten stärker schrumpfen, als die wässerige Osmiumsäurelösung, und dabei werden die in den am weitesten nach innen vorspringenden Cytoplasmapartien liegenden Fetttropfen nach außen gepreßt. Auch diese Translokation, welche man an der Zelle rund herum beobachten kann, wäre schwer vostellbar bei der Anwesenheit eines hohlcylindrischen Chromatophors.

Wie unwahrscheinlich es ist, daß die ganze „Rinde", die „couche pigmentée Massarts, ein Chromatophor repräsentiere, folgt wie gesagt, aus einer ganzen Reihe von Erscheinungen, aber man wagte es nicht, diese alte Auffassung zu verlassen. Daher die Unsicherheit und Unklarheit, die, um ein Beispiel anzuführen, in Massarts

hierauf bezüglichen Mitteilungen liegen: Or, vers l'extérieur, la couche pigmentée n'est pas entourée de cytoplasma; vers l'intérieur, ses limites avec le corps central sont tout à fait indécises. La plastide vraie, au contraire, est toujours un organe fermé, nettement séparé du cytoplasme, même chez les Euglènes et les autres Flagellates pourvus de plastides. D'ailleurs voit on chez d'autres organismes des vacuoles à gaz et des vacuoles liquides se loger dans des plastides, comme chez les Schizophycées? Sa fonction assimilatrice seule rapproche incontestablement la couche périphérique des plastides colorées. Mais tous les morphologistes sont d'accord pour n'accorder aucune valeur à la fonction d'un organe."

Fischer vertritt, wie schon erwähnt, die Meinung, die *Cyanophyceen* hätten große peripher gelagerte hohlcylindrische oder hohlkugelige Chromatophoren. Den dann notwendigerweise zu fordernden protoplasmatischen Wandbeleg konnte Fischer ebensowenig wie Andere sehen. Das plasmolytische Verhalten der *Cyanophyceen*-Zelle, welche dieser Autor als für die Anwesenheit eines protoplasmatischen Wandbelegs zeugend betrachtet, kann in diesem Sinne nicht ins Feld geführt werden, da sich die Plasmolyse bei nachweislich vakuolenfreien *Cyanophyceen*-Zellen als bloße Schrumpfungsplasmolyse abspielt. Fischer suchte nun seine Auffassung über die Gestalt der Chromatophoren durch Isolierungsversuche der letzteren mit konzentrierter Salzsäure oder Flußsäure zu erhärten. Ich halte diese Versuche für vollkommen mißlungen. Wenn Fischer die äußerst zarte und empfindliche *Cyanophyceen*-Zelle mit konzentrierten Mineralsäuren, zum Teil sogar unter Anwendung von Hitze, behandelt, so tut er ungefähr dasselbe, als wenn jemand, um den Bau eines feinen Uhrwerks zu untersuchen, dasselbe im Mörser zerstört oder ins Feuer legt, um dann aus den Trümmern und zurückgebliebenen Resten das Kunstwerk zu rekonstruieren. Daß er schon mit konzentrierter Salzsäure alles in der Zelle zertört, hätte Fischer nach längerer Beschäftigung mit den *Cyanophyceen* wissen müssen; ich habe unterm Mikroskop alle Stadien der Vernichtung der *Tolypothrix*-Zelle in konzentrierter Salzsäure verfolgt und in den Fig. 21 a—h Tafel a einzelne davon dargestellt. Momentan beginnt die starke Quellung

der Zentralkörner, welche so kräftig fortschreitet, daß das Quellungsprodukt bald den ganzen Innenraum der Zelle einnimmt und die Hülle, welche der ebenfalls teilweiser Zerstörung anheimfallende Zentralkörper um dasselbe bildet, nach aussen drängt, trotzdem handelt es sich nur anfangs um eine immense Verquellung der Zentralkörner, denn mit Methylenblau läßt sich deren gequollene Substanz noch färben; dann aber wird letztere gelöst, es entsteht ein Hohlraum, eingeschlossen von den Zentralkörperresten und weiter nach außen von den Resten des Cystoplasmas und der darin liegenden ebenfalls verquollenen Chromatophoren und Cyanophycinkörner.

Ganz ähnlich verläuft der Zerstörungsprozeß bei Flußsäurebehandlung. Nun kann, wer will, allerdings das am Ende an die Peripherie gedrängte Konglomerat von Protoplastenresten als übrigbleibendes „Chromatophor" betrachten, ich meinerseits verzichte darauf, und genau so wird es wohl Anderen gehen. Daß die „glänzenden Massen des Zentralkörpers auch nach dem Glühen (!) nicht mehr zu bemerken waren", glaube ich gern, aber ich frage, sind das bei so empfindlichen Organismen brauchbare Untersuchungsmethoden? Keinesfalls lassen sich aus dem Bilde, welches sich nach Anwendung einer so barbarischen Behandlung dem Auge bietet, noch irgendwie sichere Schlüsse ziehen. Von allem anderen abgesehen, dürfte es Fischer auch unsäglich schwer werden, die bei vollkommener Hohlkugelform des Chromotophors, wie es sie bei *Hapalosiphon*, *Tolypothrix* etc. oft annehmen müßte, den Innenraum mit der peripheren Cytoplasmaschicht in Verbindung setzenden Plasmastränge sichtbar zu machen, oder glaubt Fischer wirklich, daß bei *Hapalosiphon* z. B. das Chromatophor eine veritable Hohlkugel darstellt, nach außen ganz geschlossen und im Innern mit Cytoplasma und Reservestoffen (p. 26) gefüllt?

Wie wollte sich Fischer ferner die Gestalt der Chromatophoren in den vielkernig gewordenen, d. h. mit mehreren Zentralkörpern ausgestatteten, langen Fadenzellen von *Glocotrichia pisum* und ähnlichen *Rivulariaceen* vorstellen? An diesen Zellen sieht man die Gesamtheit der Spekulationen Fischers und seine „neue Deutung" der Organisation der *Cyanophyceen*-Zelle rettungslos zerschellen. Hier,

wo sich das Wachstum ohne Zellteilung, aber mit Kernteilung abspielt, schwimmen die Kerne, wie wir es sonst zu sehen gewöhnt sind, frei im Cystoplasma herum, unbeengt und nicht in der Lage fixiert durch den allzu knapp bemessenen Zellinnenraum. Hier sieht man aber auch nichts von hohlcylindrischen oder hohlkugeligen Chromatophoren und gerade hier wäre bei der relativ großen Dursichtigkeit ein Hindernis für das deutliche Erkennen nicht vorhanden. Nach Fischer müßte das Chromatophor in diesen Zellen immer die Form des zufällig und jeweilig von den Vakuolen und den Zentralkörpern übrig gelassenen Raumes annehmen. In jeder Zelle hätte das Chromatophor eine andere Form nicht nur, sondern diese änderte sich, soweit die Lage der Kerne und Vakuolen sich änderte! In diesen Zellen kann man durch Druck leicht Vakuolen und Kerne schieben, wohin man will. Warum, weil das Cytoplasma ihre Bewegung vom Ort nirgends hemmt, weil die kleinen, im Plasma frei schwimmenden Chromatophoren jederzeit ausweichen können.

Meiner Meinung nach sind die kleinen, granaartigen Granulationen im Cytoplasma die Chromatophoren. Ihre Form ist kugelig bis ellipsoidisch. Die Größe ist minimal und läßt sich kaum genau bestimmen; ich will sie hier auch nur annäherungsweise abmessen. Ich habe auf der vorderen Cylinderfläche einer Zelle im Mittel gezählt 15 Chromatophoren. Die Zelle hatte einen Durchmesser von 18 μ. Da nun die Chromatophoren meist Zwischenräume zwischen sich lassen, welche etwa so groß sind wie ihr eigener Durchmesser, so können wir ungefähr sagen, daß 30 Chromatophorendurchmesser die Länge des Fadendurchmessers ausmachen und also der Durchmesser eines Chromatophors $18/30 = 0{,}6$ μ beträgt. Das ist gewiß sehr klein, allein die relativen Verhältnisse sind nicht viel andere als etwa bei manchen *Chara*- und *Nitella*-Zellen, wo auch nicht selten 20—30 Chlorophyllkörner auf einer Zellwandhälfte in der Richtung der Querscheidewände nebeneinander liegen. Die eben angegebenen absoluten Größenwerte sind nur ungefähre, aber sie genügen, um eine Vorstellung von der Winzigkeit der Chromatophoren bei den *Cyanophyceen* überhaupt, bei *Tolypothrix* im besonderen zu ermöglichen. Es dürften hier die kleinsten

Chromatophoren des Pflanzenreichs vorliegen. Diese Chromatophoren scheinen in der Peripherie dichter zu liegen, als weiter nach innen. Es ist dies wahrscheinlich die einfache Folge davon, daß, je weiter wir nach innen vorwärts dringen, wir um so dickeren Zentralkörperstrahlen begegnen, welche eine so enge Nebeneinanderlagerung der Chloroplasten ausschließen. Stellt man auf die äußerste Chromatophorenschicht scharf, so scheinen die Chromatophoren mitunter wie zu schräg die Zelle umlaufenden Spiralreihen angeordnet zu sein, ja mitunter macht es den Eindruck, als ob zwischen den in einer solchen Reihe liegenden Chromatophoren feine Plasmastränge sich hinzögen, doch will ich hierüber vorläufig noch keine bestimmten Angaben machen, sondern behalte mir die letzteren vor.

Eine sonderbare Vorstellung von den Chromatophoren der *Cyanophyceen* entwickelt Nadson:

„Beim lebenden Protoplasten kann man oft, beim toten stets bemerken, daß nur der peripherische Teil des Protoplastes mit dem Pigment (Phykochrom) gefärbt ist, während seine Mitte farblos bleibt oder vielmehr kein Pigment enthält. Der äußere, das Pigment enthaltende Teil des Protoplastes (Rindenschicht Bütschlis) fungiert zugleich bei den untersuchten *Cyanophyceen* als Zellenprotoplasma (Cytoplasma) und als Chromatophor. Der Verfasser hält es für zweckmäßig, denselben einfach „Protoplasma" zu nennen."

Mehr an Konfusion konnte kaum geleistet werden. Da Nadson, wie ich im Abschnitte Zentralkörper auseinandergesetzt habe, im Zentralkörper auch „nur einen zentralen Lokalisationspunkt einiger Stoffe im Protoplaste" erblickt, die sog. Rindenschicht aber Cytoplasma und Chromatophor gleichzeitig sein soll, so entsteht ein Gebilde, was alles andere eher ist als eine *Cyanophyceen*-Zelle. So unrichtig diese ganze Auffassung ist, so ist doch in jeder einzelnen Behauptung des Autors etwas Richtiges. Wenn Letzterer z. B. oben sagt, daß man beim lebenden Protoplaste oft, beim toten stets bemerken könne, daß nur der peripherische Teil des Protoplastes mit dem Pigment gefärbt ist, so ist daran nur richtig, daß bei der toten Zelle der Zentralkörper deutlicher sich abgrenzt, weil er seine Arme einzieht; dadurch hebt er sich besser ab vom umgebenden Cyto-

plasma, welches die Chromatophoren führt. An der nächsten Behauptung, die Rindenschicht fungiere gleichzeitig als Zellenprotoplasma und Chromatophor, ist nur richtig, daß alles außerhalb des Zentralkörpers Liegende eben Cytoplasma ist mit darin eingelagerten Chromatophoren. Absurd aber ist es, einen zentralen Lokalisationspunkt einiger Stoffe anzunehmen, da doch nach NADSON dieses zentrale Cytoplasma an das Cytoplasma der Rindenschicht angrenzen soll. Vorläufig kennen wir keine Zelle, in welcher zweierlei Cytoplasmen neben- oder ineinanderliegen. Falsch ist natürlich weiter, daß beide Bestandteile des Phykochroms, Chlorophyll und Phykocyan in den Wänden der „Waben" und nicht in ihrem Innern enthalten sind. Phykochrom gibt es nicht, zweifellos sind in den Chromatophoren der *Cyanophyceen* allermindestens drei Farbstoffe vorhanden, denn diese kann man isolieren und optisch bez. chemisch legitimieren, nämlich Chlorophyll, Karotin, und Phykocyan. Pigmentführend sind nun sicher nicht Wabenwände, sondern massive Körner oder Kugeln, die früheren Grana, sie kann man deutlich als isolierte Gebilde in farblosem Cytoplasma unterscheiden. Gesehen dürfte sie auch NADSON haben, denn ich wüßte nicht, was seine „plasmatischen Mikrosomen" sein sollten, welche er als dritte Form von Granulationen den beiden anderen, den Chromatinkörnern (meine Zentralkörner) und den Cyanophycinkörnern zugesellt. „Die plasmatischen Mikrosomen sind kleine Kugeln oder Körnchen plasmatischer Substanz, welche in den Knotenpunkten des Protoplasma-Wabensystems eingelagert sind", das ist alles, was wir erfahren. Da nun aber neben Zentralkörnern und Cyanophycinkörnern (abgesehen von Oeltröpfchen) als spärlich verteilten und ganz unregelmäßig verteilten kleinen Kugeln nur noch die Chromatophoren vorhanden sind, so müssen NADSONS Mikrosomen eben die Chromatophoren sein!

Ich halte demnach die blauen Kugeln im peripherischen Teile des Protoplasten der Fig. 11 von NADSON für Chromatophoren von *Merismopedia elegans*, und dasselbe gilt von Fig. 46 (*Lyngbya curvata*). In Fig. 43 dagegen dürften die blauen Kugeln Cyanophycinkörner in den Zellen von *Tolypothrix Aegagropila* darstellen;

freilich sind dieselben auffallend groß und färben sich auch nur nach Säurebehandlung blau; mit Hämatoxylin, das habe ich aufs genaueste untersucht, färbt sich nach bloßer Jodalkoholfixage (Fig. 11 und 46) überhaupt nichts blau, ebensowenig nach bloßer Sublimatfixage. Entweder hat sich NADSON also in der Farbe getäuscht oder er hat doch vorher mit Säure behandelt. Doch auch wenn sich auf irgend eine Weise dieser Irrtum aufklärt, würde ich in Fig. 11 in den irrtümlich blau getönten Gebilden Chromatophoren vermuten, vielleicht auch in Fig. 46, während schon die Ungleichheit in der Größe und die viel unregelmäßigere Lage der blauen Granulationen der Fig. 43 auf Cyanophycinkörner schließen lassen.

Im Verlauf meiner Untersuchungen lernte ich eine Anzahl von Reagentien kennen, welche die Chromatophoren besonders klar hervortreten lassen. So heben sich bei Behandlung von *Tolypothrix*-Zellen mit MILLONschem Reagens die Chromatophoren von ihrer Umgebung so deutlich ab, daß man Form, Lagerung und Anordnung mit guter Immersion unschwer ermitteln kann. Stellt man hoch ein auf die Vorderwand der Zelle, so liegen die Chromatophoren als dunkelblaugrüne Körnchen ziemlich eng nebeneinander; senkt man dann vorsichtig das Mikroskoprohr, so stehen die nun scharf erscheinenden Chromatophoren etwas weiter voneinander ab, und kommt man endlich in die Nähe der Zentralkörperoberfläche, von der aus dessen Substanz ausstrahlt, so trifft man nur noch vereinzelte Chromatophoren an. Daher kommt es, daß auch an isolierten Zellen, welche man von der Querscheidewand aus betrachtet, dicht unter der Zellhaut die Grünfärbung am dunkelsten erscheint und sich nach dem Zentralkörper hin aufhellt.

Gleich gute Dienste leisteten mir in Bezug auf Klärung und Aufhellung der Zellinhalte die Ameisensäure, der Zimmtaldehyd, der Salicylaldehyd, Ferrocyankalium + Essigsäure und das FLEMMINGsche Gemisch. Die Chromatophoren treten, wenn auch meist nur vorübergehend, ungemein klar hervor. Der Zentralkörper zieht freilich seine pseudopodienartigen Arme fast ganz ein, aber auf ihn kommt es ja hier zunächst gar nicht an. Fig. 2, Taf. h ist das Bild einer mit Salicylaldehyd behandelten *Tolypothrix*-Zelle.

Auch die von Hegler vorgeschlagenen Salzlösungen (gesättigte Lösungen von schwefelsaurer Magnesia oder schwefelsaurem Ammoniak) können hier Dienste leisten, allein sie stehen beide hinter den von mir empfohlenen Mitteln weit zurück, abgesehen davon, daß sie zunächst die Zellen zu starker Kontraktion bringen, deren Ausgleich man erst abwarten muß.

Endlich bemerkte ich auch bei der Vanillin-Salzsäure-Reaktion ein deutliches Hervortreten der Chromatophoren. Der Protoplast nimmt eine gelbliche Farbe an, gegen welche die etwas quellenden Chromatophoren, deren Abstände voneinander sich merklich verkleinern, kontrastieren.

Lange, nachdem ich die hier vorgetragene Auffassung der Chromatophoren niedergeschrieben hatte, erschien die Heglersche posthume Publikation, in welcher dieselben grünen granaartigen Gebilde für Chromatophoren erklärt werden; nach irgend welchem strikten Beweise aber sucht man bei Hegler vergeblich. Mich führten meine bereits 1897 angestellten Vakuolen-Verschiebungsversuche zu der Annahme, daß ein zylinder-etc.-förmiges Chromatophor schon deshalb nicht existieren könne, weil der Bewegung einer Vakuole vom Zentrum bis an die Zellhaut keinerlei Hindernis entgegensteht. Hierzu kommt noch, daß häufig nach Einwirkung bestimmter Reagentien Vakuolen im peripheren Plasma, der „couche pigmentée" Massarts, entstehen. Wäre dies ein Chromatophor, so entständen sie innerhalb desselben, wofür man sonst keine Analoga hat. Einen zweiten Beweis gegen die bisherige Annahme eines zylinderförmigen Chromatophors involvierten meine späteren Entdeckungen der wirklichen Gestalt des Zentralkörpers. Nach diesen hätte das Chromatophor nicht nur an seiner Innenseite ungezählte Poren zum Eintritt der Zentralkörper-Ausstrahlungen besitzen müssen, sondern es wären auch vollständige Durchbohrungen desselben nötig, um den genannten Ausstrahlungen das Erreichen der Zellhaut zu ermöglichen, denn ich habe viele Ausstrahlungen bis zur Membran verfolgen können. Als dritten Beweis für die Chromatophorennatur der bisher für Grana gehaltenen Gebilde mache ich den von mir erbrachten Nachweis der Verschiebbarkeit derselben innerhalb der

sie einschließenden Grundmasse (des Cytoplasma) geltend. Innerhalb des Stromas liegen die Grana fest und können nicht ohne Zerstörung der Struktur des ersteren aus ihrer gegenseitigen Lage gebracht werden. Hier in der *Cyanophyceen*-Zelle hingegen sieht man nicht nur häufig von selbst Translokationen der blaugrünen Körner sich ereignen, sondern kann dieselben auch in der verschiedensten Weise künstlich hervorrufen.

Hegler spricht gelegentlich (p. 286) von der Unmöglichkeit, die Chromatophoren in der lebenden Zelle zu sehen; das ist nun entschieden unrichtig. Schon unter Anwendung von $^1/_{12}$ Oel-Immers. Seibert und Ok. II sah ich die Chromatophoren ganz deutlich in der lebenden Zelle, so deutlich, daß ich sie nicht nur zählen, sondern auch messen konnte, wie vorn mitgeteilt ist. Ich hoffte, durch Zentrifugalversuche eine Bewegung resp. einseitige Ansammlung der Chromatophoren in den Zellen bewirken zu können, diese Hoffnung hat sich jedoch nicht erfüllt. In allen von mir angestellten Rotationsversuchen war die Verteilung der Chromatophoren vor und nach der Drehung dieselbe. Es hat dies am Ende nichts Wunderbares an sich. Die *Cyanophyceen*-Zelle ist im allgemeinen so voll gepackt, daß einer Verschiebung der Inhaltsstoffe sich große Widerstände entgegensetzten. Das Cytoplasma tritt quantitativ sehr zurück, die in ihm liegenden Granulationen lagern zumeist zwischen den Ausstrahlungen des Kernes und können schon deshalb ihre Lage nicht leicht verändern. Hierzu kommt, daß die Chromatophoren so winzig sind, daß sie bei der Rotation nur eine verschwindend geringe Zentrifugalkraft entwickeln können, deren Wirkung durch die Widerstände annulliert wird, abgesehen davon, daß die Chromatophoren in Bezug auf das spezifische Gewicht nicht sehr vom Cytoplasma abweichen dürften. Auch durch einseitigen Lichteinfluß ist es mir bisher nicht gelungen, phototaktische Bewegungen und Translokationen der Chromatophoren zustande zu bringen.

Es machte sich daher notwendig, andere Wege zu beschreiten, um die Chromatophorennatur der früheren sog. Grana der *Cyanophyceen*-Zelle zu beweisen. Ich versuchte zunächst, die Chromatophoren zu färben. Als Fixierungsmittel haben sich bekanntlich

folgende in absteigender Linie als besonders brauchbar erwiesen: alkoholische Sublimatlösung, alkoholische Pikrinsäurelösung, wässerige Sublimatlösung, Alkohol. Ich gab von vornherein der alkoholischen Sublimatlösung den Vorzug und erhielt auch mit ihr zweifellos die besten Resultate. Ich brachte entweder normales oder etioliertes Material zur Verwendung. Durch den Alkoholgehalt der Fixagelösung wurden die Farbstoffe vollkommen entfernt. Nach sorgfältigem Auswaschen mit fließendem Wasser oder Jodalkohol wurde mit Säurefuchsin-Anilinwasser unter gelindem Erwärmen tingiert. Durch zahlreiche Parallelversuche konnte ich konstatieren, daß sich in den Zellen höherer Pflanzen, bei Anwendung dieser Methode, die Zellkerne nicht, die Chromatophoren intensiv rot, die Grana nicht, dagegen die Nucleoli rot färbten. Wir haben also in diesem Verfahren ein Mittel in der Hand, die Grana tinktionell vom Stroma der Chromatophoren zu unterscheiden. Die Farblösung hatte folgende Zusammensetzung: 20 g Säurefuchsin gelöst in 100 ccm Anilinwasser. Nach dem nur minutenlangen Verweilen der Fäden in der gelinde erwärmten Lösung wurden dieselben mit einer Lösung von 1 konzentrierter alkoholischer Pikrinsäurelösung + 2 Wasser und dann mit absolutem Alkohol gewaschen und endlich in Xylol und Xylol-Kanadabalsam übertransportiert. Bei richtiger Differenzierung sind die winzigen Chromatophoren deutlich gefärbt, allein die Fuchsinfarbstoffe tingieren auch die Cyanophyceinkörner und eine Verwechselung zwischen beiden ist im Anfang möglich, wenn man sich nicht an die meist Cyanophyceinkörner-freien Zellen am Ende der Fäden hält; was sich in diesen rot färbt innerhalb des peripheren Cytoplasmas, sind die Chromatophoren. Besser noch bewährte sich das Jodgrün. Läßt man fixierte Fäden kurze Zeit in einer konzentrierten Lösung dieses Farbstoffs in Wasser und spült man dann mit verdünntem Glycerin ab und beobachtet man in verdünntem Glycerin, so heben sich die Chromatophoren ganz klar als grangrüne Körnchen vom hellbläulichen Cytoplasma ab. Zentralkörner und Cyanophyceinkörner bleiben farblos.

Endlich ist auch wässerige Kongorotlösung ein bequemes Mittel, die Chromatophoren deutlich hervortreten zu lassen; ob dabei die

letzteren wirklich Farbstoff speichern, ist bei ihrer Kleinheit schwer zu entscheiden; es könnte sich vielleicht um eine rein optische Wirkung handeln, insofern die durch Kongorot sich färbende Scheide und Membran wie ein Lichtfilter gegenüber dem Chromatophorengrün wirkt.

Da mir viel daran lag, eine differente Färbung der Chromatophoren zu erzielen, welche auch in Kanadabalsam nicht vergeht, habe ich eine ganze Reihe von Versuchen gemacht, welche leider meist negative Resultate ergaben, bis ich folgende Methode als sehr brauchbar und empfehlenswert ermittelte; ich nenne dieselbe Methylenblau-Jod-Methode.

Die frischen Fäden werden mit LÖFFLERS Methylenblau (25 ccm gesättigte alkoholische Methylenblaulösung + 100 ccm einer wäßrigen Kalilaugelösung 1 : 10000) ausgefärbt, in Wasser abgespült, in Jodjodkalium übergeführt und nach kurzem Verweilen darin successive in 30, 60, 96 %, absoluten Alkohol, Nelkenöl und Kanadabalsam gebracht. Gewöhnlich hat man in den verschiedenen Fäden etwas abweichende Färbungen erzielt, es dominieren aber die, welche ich im Anhang I unter Methylenblau-Jodjodkalium genauer angeführt habe. Hier interessiert uns hauptsächlich die Chromatophorenfärbung. Die Chromatophoren erscheinen meist blaugrün in den vegetativen Zellen, äußerst scharf vom farblosen Cytoplasma sich abhebend, fast violettschwarz aber haben sie sich in den jungen Heterocysten und manchen Konkavzellen gefärbt. Da die Cyanophycinkörner farblos bleiben, die Zentralkörner aber braun werden, so ist eine Verwechselung mit anderen Granulationen vollkommen ausgeschlossen. Bisher haben sich die Präparate unverändert erhalten, ihre Beständigkeit ist daher wohl auch für die Zukunft anzunehmen (siehe Fig. 14, Taf. e). Ich konnte an den meisten Zellen auch hier auf die Breite der Zelle ca. 12—16 Chromatophoren zählen.

Die Farbe der *Cyanophyceen*-Chromatophoren rührt von einem Gemisch von Farbstoffen her, von denen die wichtigsten das Chlorophyll, das Karotin und das Phykocyan sind. Diese drei Komponenten sind in verschiedenem Verhältnis bei den verschiedenen

Cyanophyceen vermischt, wodurch deren abweichende Färbung, die zwischen gelbgrün und dunkelspangrün zu variieren pflegt, bedingt ist.

Das Karotin läßt sich mit Hilfe der Kali- oder Säuremethode leicht zur Ausscheidung bringen und erscheint häufig in Kristallen nach dem Einlegen der Fäden in geeignete Fixierungslösungen. So ist bei Salzsäure-, Ameisensäure-, Pikrinsäure-etc.-Fixierung die Ausscheidung von Karotin eine bekannte Erscheinung, mit der man stets rechnen muß. Merkwürdigerweise finde ich in der Literatur darüber nirgends etwas bemerkt und doch ist der Karotingehalt der *Cyanophyceen*-Zelle relativ groß, wie man aus der Größe und Massenhaftigkeit der Krystallaggregate nach Säure- oder Alkalibehandlung erschließen kann (siehe die Fig. 1 und 11 Taf. c). Auch Massart erwähnt nur Chlorophyll und Phykocyan: „Le pigment assimilateur est un mélange de chlorophylline et de phycocyanine."

Die von Brand an verschiedenen *Cyanophyceen* nach Aufbewahrung in Formol beobachteten „unregelmäßigen, braunen Körner" sind nichts anderes als Karotinkristalle oder Aggregate solcher.

Mitunter können die Karotinausscheidungen zu allerlei weiteren Täuschungen Veranlassung geben; behandelt man nämlich Fäden, in denen durch Säurefixage (Pikrinsäure, schweflige Säure etc.) Karotin sich absonderte, später mit verdünnter Schwefelsäure (1,5%), so färben sich die Kristalle sowie die körnigen Karotinmassen blauschwarz und fließen nicht selten zusammen oder runden sich ab, so daß man sie unter Umständen mit anderen Granulationen, ja in besonderen Fällen wohl auch mit winzigen Stärkekörnern verwechseln könnte, was natürlich ausgeschlossen ist, wenn man die Entstehung dieser Gebilde verfolgt.

Das Phykocyan ist durch die Untersuchungen von Molisch (70[III]) als ein gefärbter, kristallisierbarer Eiweißkörper erkannt worden. Er diffundiert beim Abtöten der Algen durch die mannigfaltigsten Substanzen in das umgebende Wasser heraus und läßt sich aus der blauen Lösung durch Ammonsulfatzusatz abscheiden. Bei der Behandlung der frischen Algenfäden mit einer ganzen Reihe von Farblösungen sah ich das Phykocyan austreten und zunächst gewisse bei Plasmolyse entstehende Hohlräume innerhalb der Zelle

in Form einer blauen Lösung ausfällen. In ausgezeichneter Weise gelingt dies mit verdünnter alkoholischer Safraninlösung sowie mit Ammoniakkarmin, wie es die Fig. 13 Taf. c darstellt. Kontrahieren sich infolge der Einwirkung der Safraninlösung die Protoplasten nur etwas, so daß die Querwände der Fäden frei werden, so zeigen sich diese an beiden Seiten von blauer Phykocyanlösung umspült (Fig. 13b). Endlich sieht man die Lösung dieses Farbstoffs sehr gut noch innerhalb der Zelle, wenn die an die Grenzzellen anliegenden Zellen durch Kontraktion des Fadens ausgezogen werden, wie es durch den Einfluß der Farblösungen häufig geschieht; dann erhält man Objekte, wie eines in Fig. 13a abgebildet ist. In Fig. 13c haben sich die Protoplasten einseitig an die Seitenwand zurückgezogen. Bei Anwendung von Ammoniakkarmin kommt häufig eine Färbung des Zentralkörpers durch das aus den Chromatophoren ausgetretene Phykocyan zu stande; es gibt das eine schöne Kontrastfärbung: die Membranen rot, das Chromatophorenführende Cytoplasma maigrün und der Zentralkörper himmelblau.

Wie durch Ammoniumsulfat, wird aus seinen Lösungen das Phykocyan auch durch Alkohol gefällt unter gleichzeitiger chemischer Veränderung. Die Lösung wird hierdurch wie beim Kochen farblos, leicht trübe und etwas opalisierend.

Nach Molisch verfährt man zur Gewinnung des Phykocyans in kristallisierter Form folgendermaßen:

Die gewaschene Algenmasse wird mit wenig destilliertem Wasser, dem zum Zweck der Abtötung der Alge einige Tropfen Schwefelkohlenstoff zugefügt wurden, geschüttelt und einen Tag etwa im Dunklen sich selbst überlassen. Das Phykocyan diffundiert in die umgebende Flüssigkeit und man erhält nach dem Abfiltrieren von der Algenmasse eine schön indigoblaue Lösung mit prächtiger karminroter Fluoreszenz.

Zu dieser Lösung fügt man weniger, als zur sofortigen Fällung des Phykocyans in amorpher Form nötig ist, von einer konzentrierten Lösung von schwefelsaurem Ammoniak zu, filtriert und läßt das Filtrat in flachen Schalen im Dunkeln bei gewöhnlicher Temperatur verdunsten. Hierbei fällt der Farbstoff in Form schöner indigo-

blauer, wahrscheinlich monokliner Kristalle aus, deren Form in Fig. 17, Taf. c wiedergegeben ist. Die Kristalle sind quellbar in Wasser und sehr zerbrechlich, denn der geringste Druck aufs Deckglas zertrümmert sie in Splitter; sie sind löslich in Wasser, Glycerin, verdünnten Alkalien, wie Kali- und Natronlauge, in Ammoniak, Barytwasser und Aetzkalklösung, unlöslich dagegen in absolutem Alkohol, Aether, Benzol, Schwefelkohlenstoff und verdünnten Säuren. Mit Salpetersäure und Millons Reagens geben die Kristalle Eiweißreaktion, auch die durch Bromwasser entfärbten. Die Kristalle speichern gierig Jod, Eosin, Fuchsin, Gentianaviolett.

Die dunkelblaue, wundervoll rot fluoreszierende Lösung des Phykocyans zeigte mir im Vergleichsspektroskop von Zeiss ein Absorptionsband zwischen $\lambda = 640-610$, welches aus zwei dicht nebeneinanderliegenden Absorptionsstreifen $\lambda = 640-625$ und $\lambda = 620-610$ zusammengesetzt ist; alle übrigen Spektralregionen werden unverändert durchgelassen. Die Absorptionsstreifen des Cyanophyceenchlorophylls fand ich bei

	I	II	III	IV
$\lambda =$	680—640	620—610	590—570	540—530,

die des Karotins bei

	I	II	III
$\lambda =$	490—475	455—445	430—418;

wie man sieht, schließt das Phykocyanband genau an das Chlorophyllband I an und nimmt an der entgegengesetzten Seite das Band II mit in sich auf, füllt also den Zwischenraum zwischen beiden vollständig aus, woher es kommt, daß der Streifen II im rot, den man zunächst für den blassen Chlorophyllstreifen I hält, auffallend nach gelb hin verbreitert erscheint. Aus den drei Partialabsorptionsspektren (Chlorophyll, Karotin, Phykocyan) ergibt sich das Gesamtcyanophyceenspektrum, wie aus beigegebenem Schema hervorgeht:

Chlorophyll	680—640		620	610	590—570		540—530				
Carotin								490—475	455—445	430—418	
			a	I	b						
Phycocyan	640	625	620—610								
Total-Absorptionspectren der Cyanophyceenzelle	680—610				590—570		540—530	490—475	455—445	430—418	

Da man bei Anwendung starker mikroskopischer Vergrößerungen und passender Beleuchtung deutlich konstatieren kann, daß das Cytoplasma zwischen den Chromatophoren vollkommen farblos ist, sind also sämtliche Farbstoffe in den Chromatophoren enthalten und somit alle früher geäußerten Ansichten widerlegt, nach welchen der Cyanophyceenfarbstoff diffus im Cytoplasma verteilt sein sollte (Naegeli, Schmitz, Zacharias etc.). Da ich ferner von einer Wabenstruktur der sogenannten Rindenschicht nichts habe bemerken können, muß ich auch die Auffassung, der Farbstoff sei in die Wände der Waben derselben eingelagert (Palla, Bütschli) als nicht zutreffend bezeichnen, ebenso wie die von Deinega behauptete Existenz einer netzförmig durchbrochenen, die Zellinnenwand belegenden Chlorophyllplatte.

Durch meine vorstehenden Mitteilungen ist weiter der Auffassung der Boden entzogen, daß die Farbstoffe der *Cyanophyceen* in winzige Grana eines zylinder-, glocken- oder kugelförmigen Chromatophors (Fischer) eingelagert seien. Die Behauptung Hieronymus', daß Phykocyan sei im Zellsaft enthalten, bedarf keiner Widerlegung, da die weitaus meisten Cyanophyceenzellen keine Zellsaftvakuolen haben.

Es bereitet keine besondere Schwierigkeiten, die drei Komponenten der Cyanophyceenchromatophoren voneinander zu isolieren. Ich verfuhr folgendermaßen:

Große *Tolypothrix*-Rasen wurden mit Chloroformwasser in verschlossenem Gefäße mehrere Tage lang bei öfterem Umschütteln stehen gelassen. Die schön blau gefärbte Flüssigkeit wird abfiltriert und die im Filter bleibenden, nunmehr rein grün erscheinenden Algenmassen noch mehrere Male mit Chloroformwasser gewaschen. Das Filtrat enthält das gesamte Phykocyan, welches mit Ammoniumsulfat, wie vorn angegeben, kristallinisch gefällt werden kann.

Die im Filter gesammelten Algenfäden wurden nunmehr mit siedendem Alkohol behandelt, der allen Farbstoff löst, die Lösung filtriert, mit verdünnter Kalilauge versetzt und einige Zeit sich selbst überlassen. Hierauf wurde mit Aether überschichtet und ausgeschüttelt. Das gesamte Karotin geht quantitativ in den Aether und kann aus

diesem in Form prachtvoller rubinroter Kristalle gewonnen werden. In der unten befindlichen, mittelst Scheidetrichters abgetrennten grünen Lösung, welche man zur vollkommenen Entfernung der letzten Spuren des Karotins noch einige Male mit Aether ausschüttelt, ist alles Chlorophyll in Form von Alkachlorophyll enthalten.

Durch die wechselnden relativen Mengenverhältnisse dieser drei Farbstoffe in den Chromatophoren der *Cyanophyceen* entstehen alle die mannigfaltigen Farbennüancen, welchen wir bei den verschiedenen Vertretern dieser Algengruppe begegnen. Sie werden erzeugt etwa nach folgendem Schema für die sechs Hauptnüancen, wenn ich mit C Chlorophyll, P Phykocyan und Ca Karotin bezeichne und durch die Zahl der Striche unter diesen Buchstaben die relativen Mengenverhältnisse andeute; es bedeuten also ≡ viel, = mittel, — wenig:

C P Ca blaugrün

C P Ca gelblichgrün bis olivengrün

C P Ca grünlichblau

C P Ca braun

C P Ca bräunlichgrün

C P Ca graugelb

In manchen Arten kann das Carotin so überwiegen und das Chlorophyll in so minimalen Quantitäten vorhanden sein, daß die Alge eine rosenrote Farbe annehmen kann: herrscht bei Chlorophyllmangel das Phykocyan neben dem Karotin vor, so entstehen Nüancen des Violett.

So sind z. B.

braunviolett: *Phormidium purpurascens* Gomont.

violett: *Spirulina versicolor* Cohn, *Rhodococcus*.

rosenrot: *Phormidium Spongeliae* Gomont, *Hyphcothrix coriacea* Kützing.

purpurrot: *Trichodesmium erythraeum* Ehrenberg, *Rhodococcus*.

blaugrün: *Arthrospira Jenneri* Stitzenberger, *Tolypothrix lanata*, *Chroococcus turgidus* Naegeli, *Synechococcus aeruginosus* Naegeli, *Glococapsa violacea* Rabenhorst etc.

schwarzgrün: *Phormidium autumnale* Gomont.

olivengrün: *Hypheothrix lardacea* Rabenhorst (mitunter rötlich). *Polycystis elabens* Kützing., *Microcystis olivacea* Kützing etc.

gelbrot: *Chroococcus macrococcus* Rabenh.

gelb: *Gloeocapsa Paroliniana* Brébisson.

Bei Beurteilung der Farbe ist freilich immer zu beachten, daß dieselbe nicht selten unter Mitwirkung gefärbter Scheiden entsteht So sind z. B. die Gattungen *Porphyrosiphon*, *Schizothrix, Polychlamydum* etc. unter den *Oscillatoriaceen*, *Gloeocapsa* unter den *Chroococcaceen* oft lebhaft gefärbt.

Schizothrix purpurascens Gomont hat rote oder orangegelbe Scheiden, *Schizothrix Mülleri* goldgelbe, *Schizothrix Heufleri* blaue, *Schizothrix Braunii* dunkelblaue Scheiden. *Gloeocapsa purpurea* Kützing rote Scheiden (auch Inhalt rot). *Gloeocapsa violacea* Rabenhhorst, Hüllmembran blau, violett oder schwärzlich etc.

Es kombiniert sich hier die Chromatophorenfarbe mit der Scheidenfarbe; da nun beide variabel sind, mitunter auch bei Individuen derselben Art, so findet man oft eine und dieselbe Cyanophyceenart in den verschiedenen Färbungen vor, wofür es leicht wäre, zahlreiche Beispiele anzuführen. *Microcystis elabens*: blau- oder olivengrün, *Clathrocystis aeruginosa* Henfrey: blaugrün, olivengrün, gelb. *Calothrix confervicola* Agardh: blaugrün, violett oder purpurn etc.)

Wie falsch die Ansichten über diese Verhältnisse meist sind, dafür möge es genügen, ein Beispiel anzuführen. In „Engler und Prantl, Die natürlichen Pflanzenfamilien", heißt es (p. 46): „Das Phykochrom, der für die Schizophyceen charakteristische Farbstoff, von welchem die Chromatophoren durchtränkt sind, zeigt meistens eine blaugrüne, seltener eine blaue, olivengrüne, violette, rosenrote, gelbliche oder bräunliche Färbung und besteht aus einer Mischung von Chlorophyll und Phykocyan". Es liegt auf der Hand, daß durch Mischung von Chlorophyll und Phykocyan niemals Oliv, Rosarot oder Violett entstehen kann, schon hieraus hätte man die Anwesenheit noch eines gelbroten Farbstoffs folgern müssen. Bei Anwen-

dung der oben mitgeteilten Trennungsmethode kann man sich denn auch leicht davon überzeugen, daß bei sehr vielen *Cyanophyceen* (*Tolypothrix*, *Oscillaria*, *Lyngbya* etc.) das Karotin entschieden quantitativ vorherrscht.

Dunkelkulturen.

Die schon von anderen Forschern angestellten Verdunkelungsversuche habe ich mit *Tolypothrix* und *Oscillaria* wiederholt. Die Resultate waren folgende: Die Zellen der in Dunkelkulturen längere Zeit (2 Monate bei ca. 15° C) verbliebenen Fäden lassen 1) die Cyanophycinkörner allmählich ganz verschwinden und 2) ebenso das Glykogen; sie enthalten 3) meist die Zentralkörner in geringerer Menge als die Fäden der Lichtkulturen unter sonst gleichen Bedingungen; im Cytoplasma treten 4) zahlreiche Zellsaftvakuolen auf.

1. Das Verschwinden der Cyanophycinkörner vollzieht sich langsam; öfters gehören dazu mehrere Wochen. Meine Beobachtungen harmonieren mit denen, welche Hegler an *Lyngbya aestuarii* in Seewasser, an *Oscillaria limosa* in Nährlösung und an *Aphanothece stagnina* gemacht hat. Vollkommen von Cyanophycinkörnern befreite *Tolypothrix*-Fäden regenerieren dasselbe am Licht innerhalb weniger Tage.

2) Das Verhalten des Glykogens ist ganz analog dem des Reserveeiweißes in den Cyanophycinkörnern.

(Hegler: *Oscillaria subuliformis* in Seewasser. *Oscillaria limosa* in Nährlösung. *Aphanothece stagnina*. Kohl: *Tolypothrix*, *Oscillaria*).

3. Die Zentralkörner sah ich zum Teil in Ringkörper umgewandelt, zum Teil stark verkleinert. Alle haben die Tinktionsfähigkeit teilweise oder ganz eingebüßt. In den jungen, im Dunkeln entstandenen Zellen sind die Zentralkörner winzig klein oder sie fehlen ganz.

4. Ueber das Auftreten der Zellsaftvakuolen nach Verdunkelung habe ich im Abschnitt „Vakuolen" ausführliche Mitteilungen gemacht. (Zacharias: *Oscillaria*. Kohl: *Tolypothrix*, *Oscillaria*).

Nicht selten tritt in Dunkelkulturen das Phykocyan aus den Chromatophoren aus und färbt die Zentralkörper oder die Flüssigkeit, welche Vakuolen oder sonstige, entstandene Hohlräume außerhalb der Protoplasten in den Zellen erfüllt.

Haben hiernach im allgemeinen die bisher vorgenommenen Verdunkelungsversuche oder Lichthungerkulturen eine Anzahl eindeutiger Ergebnisse gezeitigt, so sind doch auch eine Reihe von Beobachtungen dabei gemacht worden, welche vereinzelt dastehen oder voneinander nicht unbeträchtlich abweichen, weshalb sie zu einer besonderen Diskussion herausfordern.

Zacharias führt an, daß in den Dunkelkulturen das periphere Plasma ein vakuoliges Aussehen und eine olivgrüne Farbe anzunehmen pflege und daß dabei von ihm häufig in demselben sehr kleine Körperchen in größerer Menge bemerkt worden seien, die von den Körnern verschieden zu sein schienen. Zweifellos sind die nach dem Verschwinden der Cyanophycinkörner infolge von Verdunkelung deutlicher sichtbar werdenden „winzigen Körperchen im peripheren Plasma" die Chromatophoren! Ueber das Verhalten des Farbstoffs dieser Chromatophoren nach längerer Verdunkelung gehen die Angaben weit auseinander; während einerseits häufig eine große Beständigkeit der Farbe der Dunkelkulturen behauptet wird, macht Hegler an *Aphanothece stagnina* die Beobachtung eines vollkommenen Etiolements, bei dem nur noch das Xanthophyll (!) erhalten geblieben, das Cyanophyll dagegen ganz verschwunden sein soll. Die blaugrünen Gallertklumpen der genannten *Cyanophyceae* wurden gelbgrün.

Demgegenüber möchte ich hervorheben, daß meine Beobachtungen an Dunkelkulturen durchgehends lehren, daß die Cyanophyceen bei Gegenwart organischer Substanzen in der Kulturlösung ihre lebhafte blaugrüne Farbe im Dunkeln wochen- und monatelang unverändert beibehalten, daß bei rein mineralischer Ernährung dagegen die Fäden nach relativ kurzer Zeit im Dunkeln allmählich absterben und dabei allerdings insofern Etiolement vorgetäuscht werden kann, als Chlorophyll und Cyanophyll zuerst verschwinden, während das Karotin noch lange Zeit persistiert und eine Gelbfär-

bung der Fäden hervorruft. Nicht selten werden die Fäden jedoch auch ziemlich rasch weiß. *Tolypothrix*-Rasen, welche ich sieben Wochen lang in einem filtrierten Dekokt von Wasserpflanzenfragmenten in absoluter Dunkelheit hielt, sahen nach Ablauf dieser Zeit noch genau so intensiv blaugrün wie vorher aus und wie eine Parallelkultur, die während dieser Zeit im mäßig hellen Zimmer von gleicher Temperatur gestanden hatte.

Andererseits misslangen mir bisher alle Versuche, *Tolypothrix* in reiner anorganischer Nährsalzlösung auch am Lichte zu erziehen: nach kurzer Zeit, oft schon nach wenigen Tagen, blaßten die vorher dunkelgrünen Rasen ab und wurden endlich ganz weiß. Diese Beobachtungen legen den Gedanken nahe, daß wir in *Tolypothrix* einen Halbsaprophyten vor uns haben, ein Analogon etwa zu den grünen Halbschmarotzern unter den Parasiten. Um eine endgültige Entscheidung herbeizuführen, habe ich angefangen, *Tolypothrix* und andere *Cyanophyceen* auf künstlichen Nährböden bekannter Zusammensetzung im Dunkeln und im Lichte zu kultivieren. Ueber die Ergebnisse dieser Untersuchungen werde ich später berichten.

Es wird dabei in erster Linie zu untersuchen sein, ob die *Cyanophyceen* imstande sind, bei geeigneter Ernährung im Dunkeln Chlorophyll (im Sinne des Gesamtfarbstoffes der Chromatophoren) zu erzeugen oder nicht; denn hierauf kommt es an, nicht darauf, ob sie schon vorhandenen Farbstoff zu erhalten vermögen. Ich betone dies deshalb, weil kürzlich Fünfstück (30a, p. 76) in seinem „Referat" diesen prinzipiellen Unterschied in der Fragestellung nicht genügend auseinandergehalten hat. Artari's (2) Untersuchungen sind deshalb besonders wertvoll, weil er darin zeigte, daß bei bestimmten Ernährungsverhältnissen gewisse Algen in voller Dunkelheit Chlorophyll nicht nur zu erhalten, sondern zu erzeugen vermögen. Von Etiolement hätte Hegler nur dann sprechen können, wenn er nachwies, daß nach dem Lichtentzug von *Aphanothece* kein Chlorophyll mehr erzeugt wurde; wenn seine Alge gelbgrüne Färbung annahm, so braucht kein Etiolement, sondern es kann auch eine einfache Zersetzung des bereits vorhandenen Chromatophorenfarbstoffes infolge ungünstiger Vegetationsverhältnisse

vorliegen. Daß diese letztere Erscheinung aber nicht eine allgemeine bei den *Cyanophyceen* ist, geht schon zur Genüge aus meinen *Tolypothrix*-Dunkelkulturen hervor, welche noch nach 7 wöchentlicher Verdunkelung vollkommen normale Farbe besaßen. Wenn Fünfstück sagt: „Diese (Artari's) Beobachtung wird es vielleicht ermöglichen, eine Erklärung dafür zu finden, wie es kommt, daß tief im Substrat oder unter einem fast schwarzen Thallus der Lichtwirkung entzogene Gonidien dennoch nicht zu Grunde gehen", so wird die angeregte Frage in die beiden zu zerlegen sein, ob das vom dunkelgefärbten Thallus zurückgelassene Licht eine Neubildung von Chlorophyll gestattet oder ob dasselbe nur eine Erhaltung und ein Funktionieren des vor der intensiven Thallusfärbung gebildeten Chlorophylls zuläßt. Häufig wird es sich vermutlich so verhalten, daß die Chlorophyllbildung in den Gonidien in den wachsenden Teilen sich vollzieht, ehe noch die Dunkelfärbung des Thallus eintritt: später, wenn letztere vorhanden ist, wird sie gerade die Konservierung des Chlorophylls begünstigen; ich habe meine auf vielfache Beobachtungen begründete Anschauung über die Chlorophyllzerstörung durch intensives Licht und die Chlorophyllregeneration und ihre Bedingungen in meinem Buche über das „Karotin" (52 III) ausführlich mitgeteilt und werde in Zukunft die Flechtenthallome in das Bereich meiner Beobachtungen ziehen.

V. Abschnitt.

Glykogen[1].

Da es mir mit Jodpräparaten niemals gelang, Stärke in den Zellen von *Tolypothrix* nachzuweisen und auch Paramylum, dessen Gegenwart Cohn und Hansgirg behaupteten, nicht vorhanden ist, lag der Gedanke nahe, nach einem anderen Assimilationsprodukt zu fahnden. Die auffallend starke Braunfärbung des Zellinhalts mit Jod ließ Glykogen vermuten. Die mit Jodjodkaliumlösung oder mit Jodwasser gebräunten Zellen zeigten denn auch beim Erwärmen das für das Jodglykogen charakteristische Verschwinden der Braunfärbung und das Wiedererscheinen derselben beim Abkühlen. Zur Beantwortung der Frage, wo das Glykogen in der *Tolypothrix*-Zelle sich befinde, zog ich auch hier mit Erfolg isolierte, auf eine Endfläche gelegte Zellen heran. An diesen sieht man deutlich, daß die Braunfärbung nur dem die Chromatophoren enthaltenden Cytoplasma zukommt; den Zentralkörper fand ich immer von hellgelber Farbe. Dieses Verhältnis ist ohne Zweifel das normale. Nur in seltenen Fällen war bei Anwendung von Jodwasser auch eine schwache Färbung des Zentralkörpers sichtbar, welche aber niemals die des peripherischen Plasmas übertraf. Ich möchte daher bezweifeln, daß es sich um eine Glykogenfärbung des Zentralkörpers handelt; die schwache Gelbfärbung ist nur die eingedrungener Jodlösung, sie verschwindet auch nicht beim Erwärmen, wie die durch Glykogen her-

1) Wenn ich von *Glycogen* spreche, so handelt es sich um ein Kohlehydrat, das sich mit Jod rot färbt, das entweder mit dem animalischen Glycogen identisch ist oder demselben sowie dem Amylodextrin sehr nahe steht.

vorgerufene Bräunung. Ich kann daher der entgegengesetzten Behauptung von Massart: „Cette substance (Glycogène) est très abondante chez certaines espèces, en particulier dans le corps central" nicht beistimmen. Uebrigens hat auch Zacharias nur in einem vereinzelten Falle in in Kultur genommenen *Peltigera*-Gonidien eine schöne rotbraune Färbung der Zentralkörper erhalten.

Ausser Errera und Bütschli hat neuerdings auch Hegler die Anwesenheit von Glykogen in der *Cyanophyceen*-Zelle nachgewiesen; alle aber nur auf mikrochemischem Wege.

Ich unternahm nunmehr, da es mir an Material nicht mangelte, den makroskopischen Nachweis des Glykogens. Zunächst wurde ein großer *Tolypothrix*-Rasen im Mörser zerrieben und kaltes Wasser zugegeben. Eine Probe des Filtrats, mit Fehling kurz gekocht, ergab keine Kupferreduktion. Nunmehr wurde ein zweiter Rasen mit ganz verdünnter Salzsäure längere Zeit gekocht, abfiltriert und das Filtrat mit Fehling erhitzt; eine beträchtliche Kupferreduktion zeigte sich. Das Glykogen wird durch verdünnte Säuren in Traubenzucker übergeführt. Ebenso sicher gelang die Ueberführung des Glykogens in Traubenzucker (resp. Maltose und Isomaltose) durch Speichel und Diastase im Reagensglase. Um auch unterm Mikroskope diese Umwandlung zu erreichen, wurden *Tolyphotrix*-Fäden auf dem Objektträger mit verdünnter Säure, mit Speichel und Diastase längere Zeit behandelt, dann in Wasser gründlich gewaschen.

Die 48 Stunden dem Einfluß von Parotidenspeichel unterworfen gewesenen Fäden nahmen nach Auswaschen mit Wasser mit Jodjodkalium nicht die burgunderrote Farbe mehr an wie vorher, ein Zeichen, daß der größte Teil des Glykogens verschwunden war. (Bei der Speichelwirkung wurden übrigens die Zentralkörner z. T. hohlkuglig.) Ganz analog war die Einwirkung von verdünnter Salzsäure und von Diastase.

Glykogen ist nun bereits bei folgenden *Cyanophyceen*-Gattungen nachgewiesen: *Glococapsa, Oscillaria, Lyngbya, Nostoc, Anabaena, Aphanothece, Gloiotrichia, Rivularia, Microcoleus, Phormidium, Cylindrospermum, Tolypothrix.*

Glykogen ist hiernach wohl als konstant auftretender Inhaltsstoff der *Cyanophyceen*-Zelle anzusehen. Auch die Pilze und Bakterien enthalten vielfach Glykogen, allein bei diesen ist dasselbe wohl als ein im Verlauf des destruktiven Stoffwechsels durch Umbildung aus organischer Materie entstehendes einfaches Stoffwechselprodukt aufzufassen, während es bei den *Cyanophyceen* durch Assimilation entsteht und die Stärke als Assimilationsprodukt substituiert. Wir müssen jetzt das Glykogen als erstes wahrnehmbares Assimilationsprodukt der Cyanophyceen auffassen.

Wie die Stärke, so entsteht das Glykogen durch die Chromatophorentätigkeit nur bei Gegenwart von Kohlensäure und Licht. Brachte ich durch Verdunkelung glykogenfrei gemachte *Tolypothrix*-Rasen in ausgekochtem Wasser ans Licht, so war selbst nach Tagen Glykogen nicht nachzuweisen; wurde gewöhnliches Wasser an Stelle des ausgekochten gebracht, so gelang bereits nach 24^{h} die Glykogenprobe in gewohnter Weise.

Den gleichen Schluß sind wir genötigt aus den schon oft angestellten und von mir aufs neue mit *Tolypothrix* vorgenommenen Verdunklungsversuchen zu ziehen. Lichtentzug bewirkt allmähliche Abnahme und endliches Verschwinden des Glykogens. Die Glykogenjodreaktion wird schwächer und schwächer und bleibt schließlich ganz aus. Nach Hegler bedarf es bei 10—14° C dazu einer Zeitdauer von vier Wochen. Ich habe mehrere Kulturen bei höherer Mitteltemperatur gehalten (15—20° C) und sah das Glykogen schneller abnehmen und verschwinden. Die Hungerfäden nehmen eine zart gelbgrüne Farbe an, erscheinen wegen des Verschwindens der Granulationen sehr durchsichtig, weisen Vakuolen auf und verändern sich bei Behandlung mit Jodjodkalium überhaupt nicht, wogegen die normalen Lichtfäden nach Jodjodkaliumzusatz momentan eine braunrote Farbe erhalten, welche beim Erwärmen verschwindet, um beim Erkalten wieder aufzutreten.

Nach dem Zurücktransportieren der durch Verdunkelung glykogenfrei gemachten Kulturen ans Licht, gelingt es schon nach 24^{h} reichliche Glykogenneubildung zu konstatieren.

Hegler unternahm derartige Glykogenexperimente mit *Oscillaria subuliformis* (in Seewasser) und *Oscillaria limosa*, einer besonders großen Form; ich habe dazu meine prachtvollen *Tolypothrix*-Kulturen verwendet.

Merkwürdig muß es erscheinen, daß es niemals bis jetzt gelungen ist, bei den *Cyanophyceen* größere Glykogenansammlungen zu beobachten, wie solche von den Bakterien bekannt sind, bei welchen ja häufig große Glykogenvakuolen dem Cytoplasma eingelagert sind, oft so groß, daß sie beiderseits den Stäbchenlängswänden anliegen und beim Eintrocknen der Stäbchen Verdickungen der letzteren hervorbringen können. In der *Cyanophyceen*-Zelle müssen die Glykogenvakuolen so winzig sein, daß sie sich der mikroskopischen Erkennung selbst bei Gebrauch stärkster Immersionssysteme vollständig entziehen. Daher ist es auch vorerst nicht möglich, zu entscheiden, ob diese Glykogenvakuolen im Cytoplasma oder innerhalb der Chromatophoren liegen. Wahrscheinlicher ist mir das erstere, denn nach Jodbehandlung erscheint die ganze peripherische Substanz eher mehr homogen gefärbt als vorher, was wohl nicht der Fall sein würde, wenn die an und für sich schon gefärbten Chromatophoren durch die Jodglykogenreaktion in noch größeren Kontrast zum Cytoplasma gebracht werden.

Versuche, die Glykogenproduktion durch besonders günstige Ernährungsbedingungen zu steigern und auf diesem Wege vielleicht die Glykogenvakuolen zu vergrößern und sichtbar zu machen, habe ich in Gang; über ihre Erfolge werde ich später berichten.

VI. Abschnitt.

Membran und Scheide.

Sowohl die Scheide als auch die Zellmembranen der *Cyanophyceen* sind äußerst widerstandsfähig gegen äußere Einflüsse und die Einwirkung chemischer Agentien. Gommont (32 II). Macchiati und Borzí glaubten deshalb die Substanz der Scheide und der Membranen mit der Kutikularsubstanz höherer Gewächse vergleichen resp. identifizieren zu dürfen. Diese Auffassung hat sich bei genauerer Untersuchung als irrtümlich erwiesen, und neuerdings hat sich Hegler das Verdienst erworben, die Frage nach der chemischen und physikalischen Natur der in Rede stehenden Gebilde wesentlich gefördert zu haben. Weder die Scheide noch die Zellhäute der *Cyanophyceen* geben Cellulosereaktion; sie sind unlöslich in Wasser, Alkohol, Essigsäure, verdünnten Mineralsäuren, verdünnten und konzentrierten Alkalien; auch gewöhnliche Salzsäure, Salpetersäure und Schwefelsäure greifen sie nicht an; nur bei 0° gesättigte Salzsäure und hochkonzentrierte Schwefelsäure lösen deren Substanz auf. Verdünnt man die Schwefelsäurelösung mit Wasser, so entsteht Traubenzucker neben Ammoniak und stickstoffhaltigen Spaltungsprodukten. Beim Kochen mit konzentrierter Salzsäure bildet sich Essigsäure und Glykosamin etc. Vollkommen resistent verhalten sich Scheiden und Membranen ferner gegen 33% Chromsäure. Alle diese Merkmale wiesen auf Chitin hin und in der Tat müssen wir das Chitin als die Substanz erachten, aus welcher die Cyanophyceenmembranen und Scheiden zusammengesetzt sind.

Unter den Angaben über das Verhalten der Membranen gegen Reagentien finde ich eine, die ich nicht bestätigen kann, nämlich über das Verhalten gegen Eau de Javelle. Dieses Reagens löst nach meinen Beobachtungen nach einigen Tagen die Membranen fast vollständig, während es die Scheiden von *Tolypothrix* nur stark angreift. Ich färbte Fäden kräftig mit Methylen, plasmolysierte und ließ dann Eau de Javelle einwirken. Das Reagens löst das Cytoplasma nach und nach fast vollständig, die Membranen verschwinden allmählich, wenn auch viel langsamer, bis auf einen kaum sichtbaren Rest, die Scheiden erscheinen dünner. Der Zentralkörper ist resistent und behält seine Ausstrahlungen größtenteils bei, die Zentralkörner treten erst als stark lichtbrechende Kugeln, dann als Ringkörper sehr deutlich hervor. Ist die Methylenfärbung nicht ganz verschwunden oder färbt man nach, so erhält man sehr instruktive klare Bilder, wie ich solche in Fig. 16, Taf. h und Fig. 4, Taf. a wiedergegeben habe. Sie sind gezeichnet, bevor die Membran ganz gelöst war. Da die Zellen des Fadens sich nach längerer Einwirkung des Eau de Javelle leicht voneinander trennen, gelingt es unschwer durch leichten Durck auf das Deckglas, die Zellen zu verschieben und auf die Querwand zu drehen, so daß man am optischen Querschnitt konstatieren kann, daß die Zentralkörner ausschließlich im Zentralkörper liegen und daß dieser, auch von der Querfläche aus gesehen, Morgensternform besitzt (siehe Fig. 4, b Taf. a). Dies nur nebenbei. Hier interessiert nur die Löslichkeit der Membran, die teilweise Unlöslichkeit der Scheide in Eau de Javelle. Da es mir nicht möglich war, irgendwo genauere Angaben über die Löslichkeitsverhältnisse des Chitins in Eau de Javelle zu finden, habe ich eine Reihe von animalischen Chitinmembranen (*Musca domestica, Forficula auricularia* etc.) mit diesem Reagens behandelt und konnte leicht die lösende Wirkung desselben auf das Chitin auch hier nachweisen. Das Schienbein der Fliege löste sich in kurzer Zeit vollständig auf unter Zurücklassung von weißen fettartigen Massen. Weniger vollständig, aber immerhin deutlich nachweisbar, lösten sich Chitinstücken aus den Abdominalsegmenten von *Forficula auricularia* L., dem gemeinen Ohrwurm.

Es spricht demnach auch das analoge Verhalten der *Tolypothrix*-Membran und der Chitinhäute der Tiere für die Chitinnatur der ersteren.

Hegler gelang es nun auch, das Chitin aus *Cyanophyceen*-Membranen zu isolieren und durch den Nachweis der charakteristischen Kristalle des salzsauren und schwefelsauren Glykosamins zu identifizieren. Bei der Wiederholung der Reinchitin- resp. Glykosamindarstellung aus den Membranen und Scheiden von *Tolypothrix* konnte ich abweichend von Hegler feststellen, daß bei 0° gesättigte Salzsäure die gereinigten Membranen nicht vollkommen löst: es blieben feine, allerdings leicht zu übersehende Cellulosereste zurück.

Bekanntlich hat neuerdings C. van Wisselingh in den Membranen der weitaus meisten Pilze Chitin nachgewiesen. In einem gewissen Widerspruch mit den Heglerschen Angaben stehen die Befunde v. Wisselinghs an den Gonidien der Flechten, von denen er sagt, daß sie meist Cellulosewände haben. Die Membranen wurden nach Erwärmen mit Glycerin auf 300° C durch Jod + Schwefelsäure (76%) oder durch 60% Chlorzinkjod rein blau (*Cetraria*, *Cladonia*). Bei beiden Flechten handelt es sich um Chlorophyceengonidien. Bei *Peltigera* dagegen, welche *Nostoc*-Gonidien führt, konnte v. Wisselingh in den Gonidienwandungen Cellulose nicht nachweisen; sie lösten sich beim Erhitzen in Glycerin vollständig auf, also enthielten sie auch kein Chitin.

Dies veranlaßte mich, da in den Gonidien der genannten Flechten *Cyanophyceen*-Zellen vorliegen und zwar, wie ich eben erwähnte, *Nostoc*-Gonidien, und somit die Wisselinghschen Mitteilungen denen von Hegler diametral entgegenstehen, zunächst die *Tolypothrix*-Membranen nochmals und zwar mit Hilfe der von Gilson und von Wisselingh benutzten Methoden auf Chitin zu prüfen.

Tolypothrix-Rasen wurden mit konzentrierter Kalilauge ($1\,KHO + 1\,H_2O$) im Oelbad in zugeschmolzenen Röhren auf 160° C erhitzt, darnach mit 90% Alkohol gewaschen und Jodjodkalium-

lösung[1]) und verdünnte Schwefelsäure[2]) zugesetzt. Die Mykosinreaktion trat prompt ein. Bei dieser Behandlung bleiben die Membranen und die Scheiden deutlich sichtbar. Die Mykosinreaktion ist in der Scheide wesentlich deutlicher als in den Zellmembranen, doch konnte ich mich mehrere Male von der rötlich-violetten Färbung sicher überzeugen. Sowohl die Scheiden als auch die Membranen lösten sich nach Kalibehandlung in 2,5 % Salzsäure und verdünnter Essigsäure; das gebildete Mykosin ist in beiden löslich.

Da sowohl Cellulose als auch Chitin beim Erhitzen mit Glycerin auf 300° C sich nicht verändern, VAN WISSELINGH aber bei den Membranen von *Peltigera*-Gonidien unter diesen Umständen vollkommene Lösung konstatierte, habe ich sowohl *Tolypothrix*-Fäden als auch *Peltigera*-Gonidien der Glycerinbehandlung unterworfen. Es ergab sich, daß sowohl die Scheiden von *Tolypothrix* als auch deren Membran und die Membran der *Peltigera*-Gonidien noch unversehrt nach der Glycerinbehandlung vorhanden waren.

Interessant ist es, daß die Membran von *Tolypothrix*, obgleich sie nach allem wie die Scheide in der Hauptsache aus Chitin neben etwas Cellulose bestehen dürfte, doch unter Umständen eine ganz ungeheuer stärkere Tinktionsfähigkeit für Methylenblau besitzt als die Scheide. Da das von mir ermittelte Verfahren zugleich ermöglicht, die oft sehr zarten Membranen der *Cyanophyceen* mit größter Schärfe sichtbar zu machen, will ich dasselbe hier mitteilen. Behandelt man *Tolypothrix*-Fäden einige Minuten unterm Deckglas mit Eau de Javelle und verdrängt man letzteres alsdann durch LOEFFLERS Methylenblau, welches man mit Fließpapierstreifen durchsaugt, so nehmen, wie ich im Kapitel: „Zentralkörner" angeführt habe, die Zentralkörner sonderbarerweise keine Methylenfärbung mehr an, die Cyanophycinkörner bleiben ebenfalls farblos, das Cytoplasma wird hellblau und ebenso die Scheide, welche letztere in der Bläuung keine weiteren Fortschritte macht. Nach und nach nehmen nun aber sowohl die Membranen als auch der ganze Protoplast soviel Farbstoff unter

1) $^1/_5$ % (0,2 J + 2 JK + 100 H_2O).
2) 16 % (1 (95 %) H_2SO_4 + 5 H_2O).

Kontraktion auf, daß sie beide schließlich schwarzviolett erscheinen; um mir weitere weitläufige Schilderungen zu ersparen, verweise ich auf die Fig. 14 und 15 der Tafel d, von welchen Fig. 14 das Anfangs-, Fig. 15a das Endstadium des Prozesses darstellt. Da eine Zellsaftvakuole nicht vorhanden ist, liegt hier eine infolge Herauslösens von Bestandteilen des Cytoplasmas erfolgende Kontraktionsplasmolyse in optima forma vor. Bei vorsichtigem und geeignetem Vorgehen kann man hierbei zugleich die Plasmodesmen zwischen den vegetativen Zellen vorübergehend beobachten. Es ist also trotz anscheinend aus den sonstigen Erscheinungen folgender Aehnlichkeit in der Beschaffenheit von Scheide und Membran hier eine Differenz zu konstatieren, welche jedenfalls in dem abweichenden Mengenverhältnis von Chitin und Cellulose in Membran und Scheide ihre Erklärung findet. Ich möchte annehmen, daß in der Scheide das Chitin, in der Membran die Cellulose prävaliert. Darauf deutet, wie mir scheint, der Erfolg der Brillantblaufärbung unter anderem hin. Die sicher aus Cellulose bestehende Heterocystenmembran färbt sich (siehe Fig. 4, Taf. b) nämlich mit Brillantblau nicht, stark dagegen die Scheide; das Farbstoffspeichernde kann also hier nur das Chitin der Scheide sein, während dann bei der Eau de Javelle-Methylenblaubehandlung gerade umgekehrt die Cellulose der Membran die Farbstoffspeicherung begünstigen muß. Hierdurch erklärt sich wohl auch der Unterschied im Färbevermögen von Scheide und Membran mit anderen Farbstoffen: Methylviolett, Karbolfuchsin etc.

Aus dem bisher Ermittelten geht also mit Sicherheit so viel hervor, daß die auffallende Widerstandsfähigkeit, welche die *Cyanophyceen*-Membranen und -Scheiden an den Tag legen, wohl zum meisten auf ihren Gehalt an Chitin zurückzuführen ist und nicht auf Kutikularisierung (Gommont, Macchiati). Es kann jedoch nicht daran gedacht werden, diese Membranen nur aus Chitin bestehen zu lassen, denn reine Chitinhäute zeigen für gewisse Membranstoffe charakteristische Tinktionen gar nicht oder nicht in dem Grade, wie ich solche an den Membranen resp. Scheiden der *Cyanophyceen* beobachten konnte. So färben sich Scheiden und Membranen mit Kongorot rosa bis dunkelrot, mit Brillantblau

hellblau bis dunkelblau; es würde also die Anwesenheit von Cellulose und Kallose nicht unwahrscheinlich sein. Kupferoxydammoniak löst in der Tat Substanz aus der Scheide, dieselben erscheinen nach längerer Einwirkung angegriffen, bei den Membranen ist dies der großen Zartheit wegen nicht zu ermitteln. Andererseits ist der Cellulosegehalt auch der Scheiden oft nicht groß genug, um Blaufärbung mit Chlorzinkjod oder Jod und Schwefelsäure resp. Jodphosphorsäure zu geben. Bei *Tolypothrix* ist es mir übrigens öfters gelungen, mit Jod und Schwefelsäure eine deutliche, wenn auch schwache Bläuung sowohl der Scheiden als auch der Membranen hervorzurufen.

Mit Rutheniumrot erhielt Hegler eine intensive Rotfärbung der Membranen der vegetativen Zellen von *Sphaerozyga oscillarioides* (Heterocysten nicht, Sporen: Endospor rot, Exospor nicht), dagegen färbten sich die mächtigen, die Fadenbündel umgebenden Scheiden von *Microcoleus lyngbyaceus* mit diesem Reagens nicht. Bei *Tolypothrix* und *Oscillaria* fand ich die Membranen und bei ersterer auch die Scheide sich schwach rot färbend mit Ruthenium (Oxychloratum ammoniacale). Da mit Essigsäure schwach angesäuertes Methylenblau ebenfalls nur eine geringe Blaufärbung der Membranen und Scheiden verursacht, darf man daraus wohl die beinahe vollständige Abwesenheit von Pektinstoffen in beiden folgern. Reichlich sind dieselben in den Stielen der den Scheiden ansitzenden *Gomphonema*-Arten enthalten, denn diese färben sich fast momentan rot, am dunkelsten die kleine Haftscheibe, mit welcher die Stiele am Substrat festhängen. Von da aus scheint nun eine Einwanderung von Pektinstoffen auch in die Scheide zu erfolgen oder unter dem chemischen Einflusse etwa von der Haftscheibe produzierter Stoffe eine Bildung solcher Substanzen hervorgerufen zu werden, denn in der nächsten Nachbarschaft der Scheide färbt sich auch die Scheidensubstanz intensiv rot, wie Fig. 6, Taf. d darstellt. Damit steht in Einklang, daß auch schwach essigsaures Methylenblau an allen den angeführten Stellen eine intensive Blaufärbung bewirkt, sonst nicht.

Auch in optischer Hinsicht weichen die Zellmembranen sowie die Scheiden vom Verhalten kutikularisierter Häute ab. Letztere

zeigen bekanntlich eine ziemlich starke Doppelbrechung, und zwar sind die optischen Achsen im allgemeinen umgekehrt orientiert als in den Cellulosehäuten. Auch die Membranen der *Cyanophyceen* sind stark doppelbrechend, und man kann mit Hilfe des Gipsplättchens Rot I unschwer konstatieren, daß die Querwände negativ anisotrop, die Längswände positiv anisotrop sind. Die Kutikula verhält sich optisch gerade umgekehrt. Auf optischen Querschnitten durch die *Cyanophyceen*-Zelle liegen die längeren Achsen der Elastizitätsellipsoide in der Richtung der Tangenten, die kürzeren in der Richtung der Radien des kreisförmigen Zellquerschnittes.

Während, wie ich weiter unten anführe, die Scheiden trotz auffallender Schwankungen immer optisch aktiv gefunden wurden, so scheinen neben den verschiedensten Abstufungen in der Doppelbrechung doch die Membranen einzelner Formen vollkommen optisch indifferent zu sein oder es ist infolge der minimalen Dicke der Membranen ihre Doppelbrechung mit den gewöhnlichen Hilfsmitteln nicht mehr nachweisbar.

Oscillaria limosa, Froelichii und andere Arten dieser Gattung, *Lyngbya aestuarii* besitzen außerordentlich stark doppelbrechende Membranen, die Membranen der sehr feinfädigen *Oscillarien*, von *Microcoleus, Rivularia-* und *Nostoc*-Arten scheinen dagegen optisch inaktiv zu sein; solche feinfädige Oscillarien dürften wohl Correns vorgelegen haben, da er sagt „die Membran zeige keine merkliche Doppelbrechung".

Die Scheiden sind ebenfalls doppelbrechend, die nach innen zu liegenden Schichten am stärksten, die äußerste ist isotrop. Die längere Achse des Elastizitätsellipsoides ist stets der Fadenachse parallel orientiert.

Bei Jodphosphorsäure- und Jodschwefelsäurebehandlung quellen die Scheiden stark, und zwar senkrecht zum Verlauf der Schichten und in den verschiedenen Schichten verschieden stark. Am intensivsten ist die Quellung der innersten, der Membran direkt anliegenden Schicht, am schwächsten die der mittelsten Schicht. (*Lyngbya aestuarii*) [Hegler]. Das Lumen der Scheiden verengert sich naturgemäß bei dieser Art der Quellung und der Inhalt der Scheide wird

unter starkem Druck ausgepreßt. Diesen Quellungserscheinungen wird zweifellos eine Bedeutung bei der Geburt der Hormogonien zukommen. Letztere dürfte, da sie sich bekanntlich auch an Herbarmaterial nach Benetzung abspielt, vollkommen unabhängig von vitalen Vorgängen und infolge der beschriebenen Verteilung der Quellungsvorgänge in der Scheide erfolgen.

Die die Fadenbündel zusammenhaltenden dicken Scheiden von *Microcoleus Lyngbyaceus* sind anisotrop, und auch hier ist das Elastizitätsellipsoid so orientiert, daß die längere Achse desselben parallel der Fadenachse läuft.

Bei *Rivularia-*, *Calothrix*-Arten, sowie bei *Gloiothrichia Pisum* liegen die optischen Verhältnisse genau wie bei *Oscillaria*.

Hegler fand bereits den Grad der Doppelbrechung bei den Scheiden der verschiedenen Algenformen sehr verschieden, und ich kann seine diesbezüglichen Angaben bestätigen. Am stärksten ist die Doppelbrechung bei *Lyngbya* und *Microcoleus*, am schwächsten bei *Phormidium Corium*, immer aber waren die Scheiden optisch aktiv.

Gegen die Annahme der Aehnlichkeit oder Identität der Membran- und Scheidensubstanz mit der Kutikulasubstanz höherer Gewächse sprechen weiter die optischen Beobachtungen Heglers an erhitzten Membranen.

Während Kutikulalamellen nach Ambronn beim Erhitzen über 100° ihre Doppelbrechung verlieren, diese aber beim Erkalten wieder gewinnen, behalten die Scheiden der *Cyanophyceen* (*Lyngbya*, *Tolypothrix* etc.) bei gleicher Behandlung ihre Doppelbrechung bei.

Endlich ist auch die von Correns beobachtete Kutikulareaktion, Grünfärbung mit alkoholischer Chlorophylllösung an den Scheiden resp. Membranen von *Tolypothrix*, *Lyngbya*, *Nostoc* und *Oscillaria* bisher nicht gelungen.

Mit fortgesetzter Quellung nimmt die Doppelbrechung allmählich bis zum gänzlichen Verschwinden ab, genau wie die verschleimende und verquellende Zellwand höherer Pflanzen ihre Doppelbrechung verliert.

Die mächtigen, geschichteten Gallerthüllen von *Glococapsa montana, polydermatica, rupestris* etc. sind optisch inaktiv; dasselbe gilt von den Gallertmassen, welche die Fäden der *Nostoc-*, *Linckia-*, *Aphanothece*-etc.-Arten einhüllen.

Die Membran der Heterocysten.

Die Membran der Heterocysten weicht in vieler Beziehung von der der vegetativen Zellen ab. Sie enthält mehr Cellulose, denn sie färbt sich mit Chlorzinkjod, Chloraluminiumjod, Jod + Schwefelsäure violett, sie färbt sich mit Kongorot rot. Allein sie besteht nicht, wie Hegler will, nur aus Cellulose, denn sie löst sich nicht vollständig in Kupferoxydammoniak. Mit Brillantblau färbt sie sich nicht, ebensowenig mit Rutheniumrot, es scheinen sonach Kallose und Pektinstoffe in ihr zu fehlen. Auch mit Fuchsin, Methylviolett und Methylenblau bleibt die Membran der Heterocysten ungefärbt.

Nur die Membran der Heterocysten von *Nostoc caeruleum* enthält, wie es scheint, gar keine Cellulose, denn sie färbt sich weder mit Jodjodkalium und Schwefelsäure noch mit Chlorzinkjod violett. Bei *Anabaena* bleibt das erstgenannte Cellulosereagens ebenfalls unwirksam, während Chlorzinkjod Violettfärbung hervorruft.

Auch optisch weichen die Heterocystenmembranen in prägnanter Weise von den Membranen der vegetativen Zellen ab. Sie sind zwar anisotrop wie diese, aber die längere Achse des Ellipsoides fällt stets mit der Richtung des Radius der Heterocyste zusammen. (Fig. 14 und 15, Taf. h. 14 bezieht sich auf *Tolypothrix lanata*, 15 auf *Nostoc caeruleum*.)

Die Außenwände der Zellen vieler *Oscillariaceen* lassen nach Behandlung mit Pepsin-Glycerin-Salzsäure, Chromsäure und 2 % Kalilauge und Färbung mit Karbolfuchsin (Correns) eine feine Netzstruktur erkennen, welche Correns meines Wissens zuerst beobachtete. Die Maschen dieses Netzes sind in zwei sich kreuzenden, schräg unter verschiedenen Winkeln ansteigenden Richtungen geordnet. Diese Struktur ist, wie es scheint, auf die äußeren Schichten der Membran beschränkt. Nach der Fuchsinfärbung erblickt man

ein rotes Netz auf farblosem Grunde, und man wird nicht fehl greifen, wenn man die hellen Maschen als verdünnte Membranpartien, also gleichsam als Tüpfel auffaßt. Die verschiedenen Schichten der Membran müssen in verschiedener Weise gegeneinander gespannt sein, und zwar sind, wie aus der Einrollung isolierter Membranstreifen folgt, diese Spannungen in den verschiedenen Richtungen obigen Netzes verschieden.

Mit einer Folge dieser Membranspannung hat man es häufig bei der mikroskopischen Untersuchung von *Cyanophyceen* zu tun. Vermindert man durch irgend welche Reagentien den Turgor der Zellen oder bringt man durch dieselben den Zellinhalt zur Kontraktion, so entstehen infolge der positiven Spannung der Außenschichten der Membran mehr oder minder steil ansteigende Einfaltungen der Innenschichten, welche sich wie scharfe Risse oder Spaltungen ausnehmen. Bei Volumenzunahme des Zellinhaltes verschwinden dieselben häufig wieder.

Sind die *Cyanophyceen*-Zellen nach außen vollständig geschlossen, das ist eine Frage, welche durch eine Notiz von Kolkwitz aufs neue angeregt worden ist. Dieser Autor sah bei *Oscillaria maxima* Kg. in der Nähe der Querwände beiderseits schwarz erscheinende, punkt- und strichförmige Gebilde, welche er für Tüpfel oder Löcher erklären zu müssen glaubt. Den Beweis, den er dafür bringt, daß in der Tat in dieser Region die Membranen am wenigsten widerstandsfähig sind, halte ich für nicht gelungen.

Der in Fig. 10 seiner Tafel zur Darstellung gebrachte Plasmaaustritt kann an den Zellen, an denen man ihn beobachtet, in jeder Stelle der Außenwand dieser Zellen erfolgen. Die in Rede stehenden Zellen sind nämlich nicht gewöhnliche vegetative Zellen, sondern Konkavzellen, deren Membranen, wie ich im Kapitel „Konkavzellen" ausführlich mitgeteilt habe, sich chemisch und physikalisch total verändern: sie ändern ihr Tinktionsvermögen, ihre Permeabilität und so auch ihre Festigkeit, wovon man sich unschwer überzeugen kann und eben die Kolkwitzsche Fig. 10 ist eine ausgezeichnete Illustration dafür: in keiner anderen Zelle ist durch den Druck des Deckglases ein Zerreißen der Membran eingetreten, weil eben nur

die Membranen der Konkavzellen an Festigkeit eingebüßt haben. Daß die Partien dicht an den Querwänden nicht die am wenigsten widerstandsfähigen sind, lehren die Risse der am weitesten links liegenden geplatzten Zelle der Fig. 10, welche in der Mitte der Seitenwand gelegen sind. Trotz alledem habe auch ich gelegentlich Präparate unter dem Mikroskop gehabt, welche mit der Kolkwitzschen Figur 9 Aehnlichkeit hatten: da ich die Punkte längs der Ansatzstelle der Querwand in diesen Fällen am besten sah, wenn aller Inhalt aus den Zellen entfernt war, konnte es sich selbstredend auch nicht um eine Täuschung durch körnige Inhaltsstoffe handeln. Nicht nur bei nackten *Oscillarien*, sondern auch bei bescheideten *Lyngbya*-Fäden traten mir diese Punktreihen entgegen, und ich glaube, daß dieselben umgekehrt von vielen Beobachtern für Granulationen im Protoplasten gehalten worden sind und dem Mythus von der „reihenförmigen Anordnung der Cyanophycinkörner zu beiden Seiten der Querwand" zu Grunde liegen. Daß die Cyanophycinkörner, wenn der Zentralkörper und die Chromatophoren unter der Außenwand der Zelle wenig Raum lassen, sich mitunter in die Nähe der Querwände begeben werden, hat nicht Auffälliges an sich, daß sie aber mit der Regelmäßigkeit sich daselbst anordnen sollten, wie man es so oft gezeichnet findet, war von vornherein unwahrscheinlich, und noch weniger glaubhaft erschienen mir unter diesem Gesichtswinkel die Anreihungen dieser Körner schon neben der eben noch entstehenden Querwand, wie sie in der Fig. 4 der Zachariasschen Tafel (107 IX) abgebildet sind (ebenso Fig. 20, Taf. I (107 III). Einigermaßen mißtrauisch gegen eine solche regelmäßige Plazierung mußten schon gewisse Beobachtungen machen, von denen ich hier nur zwei nennen möchte. Erstens sieht man, wenn man die Zellen von der Querwand aus betrachtet, nichts von einer bevorzugten Anlagerung der Cyanophycinkörner an die Querwand, was doch der Fall sein müßte, wenn man nicht annehmen will, daß die reihenförmige Anordnung nur da vorliegt, wo Quer- und Seitenwand der Zelle zusammenstoßen. Ferner ist es auffallend, daß ich in Abbildungen nach gefärbten Präparaten nirgends die in Rede stehende Bevorzugung der Querwände zum Ausdruck gebracht finden konnte.

Die Gebilde, welche von einzelnen Forschern also für Cyanophycinkörner erklärt wurden, scheinen sich hiernach überhaupt nicht zu färben, können also schon aus diesem Grunde Cyanophycinkörner nicht sein. Nur bei Nadson (73) finde ich in den Fig. 45 und 47, Taf. V diese Punktreihen in blauer Farbe getönt; da sich nun aber nach Jodalkoholfixierung die Cyanophycinkörner mit Hämatoxylin niemals blau färben, muß hier ein Irrtum vorliegen. Dafür spricht auch der optische Querschnitt durch dieselbe *Lyngbya curvata*-Zelle; auch auf dieser Querschnittszeichnung sind die Cyanophycinkörner ganz regelmäßig verteilt, was nie vorkommt; hier sind sie auch viel größer, als in der doch dazu gehörigen und bei gleicher Vergrößerung gesehenen und gezeichneten Fig. 45. Zweifellos handelt es sich in den in beiden Figuren blau gefärbten Gebilden um ganz verschiedene Sachen, um Cyanophycinkörner aber überhaupt nicht; auch die Angabe von Hegler, daß nach Salzsäurebehandlung die Cyanophycinkörner sich blau färben sollen mit Hämatoxylin, ist, wie ich im Abschnitte „Cyanophycinkörner" detailliert habe, unrichtig.

Gallerthüllen.

An der Ausbildung der Schleim- und Gallerthülle, wie sie viele *Cyanophyceen* zeigen, scheinen in erster Linie Pektinstoffe beteiligt zu sein, Substanzen, welche sich mit Rutheniumrot rot färben. Die Reaktion ist leicht zu konstatieren an den Gallerthüllen von *Nostoc*-Arten, von *Aphanothece*, von *Gloeocapsa*-Arten, *Anabaena* etc.

Die jüngsten (innersten) Schichten färbten sich meist am intensivsten.

Paragalaktanartige Substanzen konnten von Hegler nicht aufgefunden werden.

Man ist gewohnt und auch wohl genötigt, bei der systematischen Einteilung der niederen Pflanzen alle Merkmale der letzteren vergleichend ins Auge zu fassen, also wird man auch die Beschaffenheit der Membranen berücksichtigen müssen. In Bezug auf die Pilze hat v. Wisselingh demgemäß der Ludwigschen Klassifikation

den Vorzug vor der v. Tavelschen gegeben: während bei v. Tavels Gruppierung innerhalb der *Oomyceten* die *Peronosporeen* und die *Saprolegnieen* mit Cellulosemembranen mit den *Chytridiaceen* und *Entomophthoreen* mit Chitinmembranen vereinigt sind, werden von Ludwig den *Oomyceten* die *Chytridiaceen* und *Zygomyceten* nebengeordnet. Zu den *Oomyceten* rechnet er die *Peronosporeen* und *Saprolegnieen*, zu den *Zygomyceten* die *Entomophthoreen*, so daß dann die *Chytriadiaceen* sowohl wie die *Zygomyceten* nur Pilze mit Chitinmembran, die *Oomyceten* nur solche mit Cellulosemembran einschließen würden.

Vergleichen wir nun einmal die *Cyanophyceen* mit den *Schizomyceten*, mit denen sie im System als *Schizophyten* vereinigt zu werden pflegen, in Hinblick auf die Membranbeschaffenheit, so ergeben sich zwischen beiden wesentliche Differenzen. Die *Cyanophyceen* besitzen Chitinmembranen und Chitinscheiden, in welchen die Cellulose bis auf ein Minimum reduziert ist, die Bakterienmembran dagegen ist sicher chitinfrei und besteht aus anderen Eiweißkörpern, welchen zuweilen wechselnde Mengen eines sich mit Jod blau färbenden Kohlehydrates eingelagert sein können (*Bacterium Pasteurianum* Hansen, *B. Kützingianum* Hansen).

Wenn die *Schizophyten* in der Tat einen gemeinschaftlichen Ursprung aufweisen sollten, so würden die *Schizophyceen* oder *Cyanophyceen* einen Zweig bilden, dessen Angehörige im Chitingehalt der Zellmembran ein gemeinsames Merkmal aufweisen, einen Seitenzweig, der auch in dieser Beziehung näheren Konnex zu den höheren Algen nicht beanspruchen kann. Genau ebenso würden die *Chytridiaceen* und die *Zygomyceten* (inkl. *Entomphthoreen*) unter den Pilzen einen solchen Zweig formieren, dessen Repräsentanten im Besitze von Chitinmembranen ein sie verbindendes Merkmal darbieten.

VII. Abschnitt.

Plasmaverbindungen.

Wie aus der Uebersicht in meiner letzten Abhandlung über Plasmaverbindungen hervorgeht, sind letztere bis jetzt bei den Algen mit positiver Sicherheit nur nachgewiesen für *Volvox globator* und *aureus* von Arthur Meyer und für die *Mycoidee Chaetopeltis minor* von mir. Für *Spirogyra*, *Mesocarpus*, *Ulothrix*, *Zygnema* und *Scenedesmus* mußte ich nach erneuter Untersuchung die Frage nach dem Vorhandensein von Plasmaverbindungen noch offen lassen. Ebenso halte ich nach dem Studium der darauf bezüglichen Literatur und nach meinen Beobachtungen die Plasmaverbindungen der *Florideen* noch keineswegs für sicher bewiesen. Auch Kienitz-Gerloff, der *Polysiphonien* und *Batrachospermum Bohneri* von neuem daraufhin bearbeitete, läßt die Frage offen, indem er das betreffende Kapitel mit den Worten abschließt: „Jedenfalls scheint mir trotz allen Angaben früherer Beobachter und trotz der von mir darauf verwendeten Mühe die Existenz ununterbrochener Verbindungen selbst bei *Polysiphonia* noch nicht über allen Zweifel erhaben zu sein."

Bei *Furcellaria fastigiata*, welche ich darauf prüfte, konnte ich ebenfalls zu einem vollkommen sicheren Resultat nicht gelangen. Für *Cladophora* habe ich in der genannten Abhandlung die Beobachtungen ausführlich mitgeteilt, welche mich veranlaßten, bei dieser Alge ein zeitweiliges Auftreten von Plasmodesmen zu vermuten. Heute kann ich die Zahl der positiven Befunde zunächst um zwei

vermehren: es gelang mir, Präparate von *Oedogonium* und *Chara*-Species herzustellen, welche die gegenseitige Verbindung benachbarter Protoplaste durch Plasmabrücken einwandfrei beweisen.

Oedogonium ist also aus der Reihe derjenigen Algen zu streichen, bei denen Wahrlich 1892 das Vorhandensein der Plasmaverbindungen in Abrede stellte. Für diese Feststellungen möchte ich mir hierdurch nur die Priorität wahren, eine eingehende Mitteilung hierüber wird an anderem Orte demnächst erfolgen.

Mich mußte in erster Linie die Frage interessieren, ob bei den *Cyanophyceen* Plasmodesmen vorhanden sind. Bei den *Oscillarien* und ähnlichen *Cyanophyceen*, bei welchen der ganze Faden Bewegungen ausführt, erschien es mir sehr wahrscheinlich, daß, da an dieser Bewegung die einzelnen Zellen des Fadens harmonisch partizipieren, Plasmodesmen eine Reizleitung zwischen diesen ermöglichen. Der *Oscillarien*-Faden würde dann als ein vielzelliges Individuum anzusprechen sein und gleichsam ein Analogon zu den Volvoxkugeln darstellen. Andererseits mußte der außerordentlich leicht und häufig sich vollziehende Zerfall der *Cyanophyceen*-Fäden die Vorstellung nahe legen, daß es sich in denselben um vielzellige Kolonien handele. Seitdem wir jedoch durch die Untersuchungen Strasburgers wissen, daß die Plasmaverbindungen eingezogen werden können, können wir diesen Zerfall nicht als einen ins Gewicht fallenden Einwand gegen die Individualität des *Cyanophyceen*-Fadens bewerten.

Bei den *Cyanophyceen* sind bisher, das möchte ich hier ganz besonders hervorheben, Plasmaverbindungen noch nicht nachgewiesen; weder Borzí noch Wille sahen wirkliche Plasmodesmen, obgleich beide immer wieder in diesem Sinne zitiert werden; Wille gibt übrigens selbst in Wort und Bild an, daß in den Poren stets eine dünne Membranlamelle vorhanden ist, welche sich beim Abreißen der Zelle ausstülpt. Solche Ausstülpungen entstanden häufig ohne meine Absicht bei der Untersuchung von *Tolypothrix*-Fäden, häufig erzeugte ich sie absichtlich durch plasmolysierende Mittel, um die Mitte der Tüpfelhaut frei zu bekommen, in der die Plasmaverbindungen, wenn sie überhaupt vorhanden waren, jedenfalls liegen

mußten. Im Verlauf des aus rein vegetativen Zellen bestehenden Fadens sind bei geeigneter Behandlung solche Ausstülpungen nur äußerst schwer zu erhalten, weil, um sie hervorzubringen, ein einseitiger Zug auf die Tüpfelhaut geäußert werden muß, jedem künstlichen Zuge aber die ganze Zellreihe nachgibt, indem sie in der Scheide fortgleitet (mit Ausnahme z. B. bei der weiter unten angeführten Karbolfuchsinmethode). Nur die Heterocysten liegen in der Scheide fest, so daß bei Kontraktion des Fadens bei den Heterocysten die Gleitbewegung aufhört und nunmehr ein Zug auf die Tüpfelhaut der Heterocyste ausgeübt wird, der dieselbe oft zu einer dünnen Röhre auszuziehen imstande ist. Ich benutzte diese Erscheinung, um die zähflüssige Konsistenz der Verschlußkörper nachzuweisen, wie man aus den Fig. 1—7, Taf. g ersehen kann. Da sich bei dieser Ausstülpung die Fläche der Tüpfelhaut häufig kaum verändert, so wird nicht letztere gedehnt, sondern die die Tüpfelhaut umgebende Membranpartie der Querwand, und in Wirklichkeit ist bei dieser Vorstülpung die Tüpfelhaut nur wenig beteiligt. In die entstandene Ausstülpung tritt von Seite der Grenzzelle Cytoplasma und Verschlußkörpersubstanz ein; oft macht es den Eindruck, als ob nur letztere den gedehnten Tüpfelkanal oder besser gesagt erzeugten Tüpfelkanal erfülle. Ist die Verschlußkörpermasse konsistenter, so kommt es vor, daß sie am Eingang in den Kanal stecken bleibt wie ein Stopfen auf dem oder in dem Flaschenhals, wie in den Fig. 3, 7 und 19, Taf. g. Der Inhalt der etwas ausgezogenen angrenzenden vegetativen Zelle des Fadens bleibt entweder der Wand anliegend oder zieht sich mehr oder minder weit aus der Spitze zurück (Fig. 6, 7 und 19, Taf. g).

Um solche ausgezogene Tüpfelkanäle und nicht um Plasmaverbindungen zwischen Heterocysten und benachbarten vegetativen Zellen handelt es sich bei Nadson (73) in den Fig. 41, 42, 54 und 55 seiner Tab. V. Die Verschlußkörper, die den Kanal von der Seite der Heterocyste her ausfüllen, und die eigentliche Tüpfelhaut, welche die beiden Nachbarprotoplasten trennen und bis an welche der Verschlußkörper meist auch nach der künstlichen Erzeugung der ausgezogenen Kanäle reicht, hat Nadson nicht bemerkt.

In den Fig. 41 und 54 liegen die Verschlußkörper da, wo Nadson eine feine Punktierung ohne Wabenbau angibt. Alles, was Nadson grau getönt hat, ist der mehr oder minder durch das Fixierungsmittel kontrahierte Zentralkörper, die rotvioletten Körner (mit Hämatoxylin gefärbt), sind Zentralkörner, von Nadson als Chromatinkörner irrtümlicherweise bezeichnet, sie haben nichts mit Chromatin zu tun; die großen und ebenso die kleinen blauen Körner der Fig. 40 sind ebenfalls mit Methylenblau gefärbte Zentralkörner; Cyanophycinkörner (Reservekörner Nadsons) färben sich nicht mit Methylenblau!

Hegler nimmt ebenfalls Plasmodesmen zwischen den Zellen der *Cyanophyceen*-Fäden an und setzt dieselbe genetisch in Beziehung mit den Spindelfasern der Kernteilungsfigur, denn er sagt (p. 337): „In allen Fällen aber bleibt nach Vollendung der Teilung an der Stelle der Wand, an welcher die Verbindungsfäden gelegen hatten, ein die Wand durchsetzender Porus zurück, von dessen Vorhandensein man sich leicht durch gleichzeitige Anwendung stark färbender und starke Quellung verursachender Agentien überzeugen kann und der manchmal auch bei der Eisenlackmethode nach ungenügender Differenzierung noch gefärbt bleibt. Das konstante Vorkommen eines Porenkanals an dieser Stelle ist wiederum ein Beispiel für die Beziehungen, welche zwischen der Entstehung der Plasmaverbindungen und den Spindelfasern zu bestehen scheint. Auch bei der Bildung der Zellbrücken tierischer Zellen haben neuere Untersuchungen festgestellt, daß sich die Plasmadurchgänge an denjenigen Stellen der jugendlichen Membranen ausbilden, welche zuvor von den Spindelfasern durchsetzt waren."

Obgleich ich auf Grund meiner Untersuchungen ebenfalls die Existenz von Plasmodesmen zwischen den Fadenzellen der *Cyanophyceen* annehme, glaube ich jedoch behaupten zu dürfen, daß Hegler die Plasmaverbindungen nur erschlossen, aber nicht gesehen hat. Dieselben während der Teilung oder kurz nach derselben sichtbar zu machen, halte ich für ausgeschlossen; wie ich weiter unten auseinandersetzen werde, sind dieselben nur nach besonderer Herrichtung des Präparates zu erkennen, ich habe mehrere Hundert nach der Eisenlack-Hämatoxylinmethode gefärbte und die karyoki-

netischen Figuren in geradezu idealer Schönheit zeigende Fäden durchgemustert, aber nirgends mit Sicherheit eine Plasmaverbindung konstatieren können. Die Plasmodesmen der *Cyanophyceen* sind äußerst fein und nur zu finden, wenn man die von ihnen durchsetzten Membranen ganz freilegt.

Was Hegler unter „gleichzeitiger Anwendung stark färbender und starke Quellung verursachender Agentien" meint, hat er nirgends gesagt. Die chitinreiche Membran ist nicht besonders leicht zu ausgiebiger Quellung zu bringen; am besten noch mit Jodphosphorsäure und konzentrierter Schwefelsäure, welche aber nicht gleichzeitig färben. Vor allen Dingen aber ist es schwer, die in Frage kommende Membranstelle, die Tüpfelhaut, in der normalen Zelle zu beobachten, weil sie genau im Mittelpunkt der Querwand liegt und ein Cellulosewulst dieselbe umgibt, abgesehen davon, daß Teile des Zellinhalts sich häufig störend ins Gesichtsfeld legen. Ich habe mich deshalb des Hilfsmittels der Plasmolyse bedient, in derselben Weise, wie bei der Untersuchung der Verschlußkörper. Nach Einwirkung von Reagentien, welche in den Fadenzellen Kontraktionplasmolyse hervorrufen, ziehen sich die Fäden innerhalb der Scheide zusammen; an der festliegenden Heterocyste wird dem Zug ein Widerstand entgegengesetzt und dadurch eine Dehnung der Membranpartien in der Umgebung der Tüpfelhaut verursacht. Es entsteht ein mehr oder minder langer Kanal, dessen Lumen durch die Tüpfelhaut quergeteilt wird. Nunmehr kann man die Tüpfelhaut ungestört genau beobachten. Was man vor mir ohne Anwendung dieses Hilfsmittels für Plasmodesmen gehalten hat, sind nichts anderes, als die gefärbten Tüpfelkanalfüllungen. Zwischen den intakten Zellen sind die Tüpfelkanäle freilich minimal kurz, aber unter dem Einfluß vieler Reagentien werden sie etwas ausgezogen, so daß zwischen den benachbarten Zellen eine in der Längsachse des Fadens liegende Plasmabrücke vorgetäuscht wird. Dieselbe ist aber, worauf schon Wille hinwies, stets von einer feinen Tüpfelhaut durchsetzt. Läßt man vorsichtig die Kontraktion fortschreiten, so werden die Protoplaste beiderseits der Plasmaverbindung zu den bekannten Spinnfäden ausgezogen und man kann deutlich deren kontinuierlichen Zu-

sammenhang in der Tüpfelhaut verfolgen. Ich erhielt Präparate, wie ich dieselben in den Fig. 21, 22, 23, 24 Taf. d abgebildet habe, nachdem ich mit Jodjodkalium-, konzentrierter Schwefelsäure-, Pyoktanin-Wasser behandelt hatte. Der zarte Plasmafaden war überaus dünn, aber deutlich gefärbt und feinkörnig, wodurch er sich von den optischen Längsschnitten der Tüpfelmembranen scharf unterschied. In den weitaus meisten Fällen sah ich nur einen das Zentrum der Tüpfelhaut durchsetzenden Plasmafaden, hier und da wollte es mir einmal scheinen, als ob deren zwei vorhanden wären, wie in Fig. 25, Taf. d. Ob dies tatsächlich vorkommt oder ob hier eine Täuschung vorliegt, lasse ich dahingestellt sein.

Ausgezeichnete Präparate erhielt ich durch Erhitzen mit Karbolfuchsin, in welchem ich ein neues, sehr brauchbares Mittel zum Nachweis von Plasmaverbindungen gefunden habe. Frisches Material wurde mit Karbolfuchsin (am besten 6 ccm gesättigter alkoholischer Fuchsinlösung + 100 ccm 3 % Karbolsäurelösung = Kohls Reagens) auf dem Objektträger mehrere Male bis zur Dampfentwickelung erhitzt und sofort mit Wasser abgespült und in solchem beobachtet. Die Scheiden färben sich zart hellrosa (Fig. 16, Taf. d), die Membranen etwas dunkler, der Zellinhalt noch dunkler, so daß man Inhaltsbestandteile nicht mehr deutlich unterscheiden kann. Die Protoplasten sind alle kontrahiert und haben sich von der Zellwand überall abgezogen bis auf die Tüpfelhäute in den Querwänden, an denen sie mit ziemlicher Zähigkeit festhängen (Fig. 16, Taf. d); oftmals löst sich nur der Protoplast an der einen Seite der Tüpfelhaut ab, während der benachbarte hängen bleibt (Fig. 16, 17, 19, 20, 27). Mitunter ziehen sich beide Protoplasten zurück, um entweder keine Spur von Zusammenhang zwischen sich zurückzulassen, öfters aber sieht man äußerst feine, aber sehr scharfe Fäden die Tüpfelhaut durchsetzen und beide Nachbarprotoplasten verbinden. Ich habe an guten Präparaten immer auch den Durchgang durch die Tüpfelhaut, wenn diese schwächer oder gar nicht gefärbt war, verfolgen können. Um die Anwendbarkeit des Karbolfuchsins zum Nachweis von Plasmaverbindungen auch an anderem Materiale zu prüfen, wählte ich mir vorerst das Endosperm des Samens von *Phytelephas makrocarpa*,

und konnte auch hier zu meiner Freude konstatieren, daß sich damit auf die einfachste Weise die Plasmodesmen sichtbar machen lassen: letztere erscheinen sehr distinkt gefärbt und fast homogen, ohne jede Körnelung. Die Karbolfuchsinmethode so auszugestalten, daß sie auch zur Herstellung von Dauerpräparaten tauglich wird, behalte ich mir vor und habe schon einige diesbezügliche Vorversuche ausgeführt: auf dem gewöhnlichen Wege ist die Einbettung in Kanadabalsam etc. nicht möglich, da die Plasmaverbindungen in Alkohol den Farbstoff zu leicht fahren lassen.

In den Heterocysten sind die Tüpfelschließhäute stets mit Verschlußkörpern belegt, während man solche an den Tüpfeln zwischen vegetativen Zellen niemals findet. Ich habe diese Verschlußkörper eingehend untersucht und in einem besonderen Abschnitte behandelt. Hier möchte ich auf dieselben nur so weit eingehen, als sie mit den Plasmodesmen in Beziehung treten.

Es liegen also die Verhältnisse bei den *Cyanophyceen*-Heterocysten ähnlich, wie sie Schmitz (87 IV) für die *Florideen* früher beschrieb. Auch hier sind wie dort die Tüpfelschließhäute äußerst dünn und beiderseits mit Verschlußkörpern belegt. Während aber die „Platten" bei den *Florideen* nach Schmitz durch zahlreiche Stränge, welche hauptsächlich (zuweilen anscheinend ausschließlich) im Umkreis des Tüpfels die Schließhaut durchsetzen und hier vielfach seitlich zu hohlzylindrischem Verbande zusammenschließen sollen, in unmittelbarer Verbindung stehen, konnte ich bei *Tolypothrix* und anderen *Cyanophyceen* immer nur eine zentrale Plasmaverbindung konstatieren (ausnahmsweise zwei, was aber nicht vollkommen sicher und anscheinend selten ist). Wie Schmitz betrachte auch ich die Plasmodesmen als Organe zur Uebertragung dynamischer Einwirkungen von Zelle zu Zelle; der weiteren Aeußerung desselben Autors aber, die beiden Verschlußplatten der Tüpfel seien Organe, welche die von der Nachbarzelle übermittelten Reize aufnehmen und verarbeiten, kann ich mich nicht anschließen. Dagegen spricht meines Erachtens das auf die Heterocysten strictissime beschränkte Vorkommen der Verschlußkörper bei den *Cyanophyceen*, das Fehlen also in allen vegetativen Zellen, zwischen denen doch ebenso Reiz-

übertragung stattfindet. Ich betrachte vielmehr die Verschlußkörper der *Cyanophyceen* als den Kallusplatten in den Siebröhren homologe Bildungen, welche den Stoffverkehr hier wie dort zu unterbrechen vermögen. Die Zelle des *Cyanophyceen*-Thallus, welche zu Heterocysten werden, wird dem Stoffverkehr mit den Nachbarzellen gleichsam entzogen, ohne daß dabei die Reizleitungsbahn, die Plasmaverbindung, unterbrochen wird. Das scheint mir am rationellsten erreicht zu werden durch solche halbflüssige Verschlußmassen, welche sich der Tüpfelschließhaut und ihrer Umgebung eng anschmiegen, ohne die Hautschicht und die in diese mündende Plasmaverbindung irgendwie zu beeinträchtigen.

Von dem Zeitpunkt an, wo die Verschlußkörper auftreten, weicht das Verhalten des Protoplasten der Heterocyste von dem aller vegetativen Zellen ab. Alle Reservestoffe (Zentralkörner, Cyanophycinkörner, Glykogen) werden allmählich aufgezehrt und verschwinden, die Chromatophoren verblassen, der Zellkern desorganisiert, das Cytoplasma wird nicht in dem Maße vermehrt, wie es der Volumenzunahme der Heterocyste entsprechen würde, es entsteht meist eine sich langsam vergrößernde Zentralvakuole, deren Gehalt an osmotisch wirksamen Substanzen gering ist, denn es tritt leicht Plasmolyse ein. Auch anderweit wird die Tätigkeit des Protoplasten in besondere Bahnen gelenkt, derselbe erzeugt abweichend von dem der vegetativen Zellen eine reine Cellulosemembran, welche er der schon vorhandenen chitinisierten innen anfügt. Das total veränderte Verhalten des Heterocystenprotoplasten gegen chemische Agentien und Farbstoffe läßt deutlich erkennen, wie wirkungsvoll die durch die Verschlußkörper veranlaßte Unterbrechung des Stoffaustausches durch die Tüpfelhäute ist.

VIII. Abschnitt.

Verschlußkörper.

Die zwischen allen Zellen einer Fadenkolonie von *Tolypothrix* vorhandenen Tüpfelhäute werden stellenweise zeitweilig außer Betrieb gesetzt. Dies geschieht regelmäßig, wenn eine Zelle zu einer Heterocyste werden soll und wird bewirkt durch Auflagerung von eigentümlichen Verschlußkörpern auf die Tüpfelhaut resp. Einfügung derselben in den kurzen Tüpfelkanal. Es handelt sich dabei um die „Warzen", deren man bei der Beschreibung vieler heterocysten *Cyanophyceen*, ohne freilich deren Bedeutung zu ahnen, bereits Erwähnung getan hat. Die Heterocysten entstehen aus den gewöhnlichen Fadenzellen, und ihre Unterscheidung von letzteren beginnt mit dem Verschluß der Tüpfel, dessen Folge eine ganze Kette von Erscheinungen ist, welche sich nur an den Heterocysten zeigen. Unter diesen hebe ich folgende besonders hervor. Die Reservestoffe werden gelöst und zersetzt, der Zentralkörper wird deformiert und schließlich wohl ganz resorbiert, die Chromatophoren verlieren ihre Farbe und verschwinden, im Cytoplasma erscheinen Vakuolen, der Protoplast produziert eine aus Cellulose bestehende Membran innerhalb der Chitinhaut.

Von den Granulationen sind anfangs noch alle nachzuweisen: Zentralkörner, Cyanophycinkörner und Fetttropfen; mehr und mehr schwinden dieselben, bis endlich keines der für die einzelnen Körner typischen Tinktionsmittel mehr eine Färbung verursacht.

Der Zentralkörper ist noch lange durch geeignete Hilfsmittel sichtbar zu machen und um so deutlicher, je mehr die störenden

Granulationen verschwinden. Da, wie ich bereits erwähnte, auch die Chromatophoren bleichen und mehr oder weniger zersetzt werden, ist der Zentralkörper in jungen Heterocysten in klarster Weise zu erkennen. Er nimmt die ganze Mitte und weitaus den größten Teil der Zelle ein und streckt seine peripheren Ausfaserungen nach allen Seiten bis zur Membran vor, wie das z. B. aus den Figuren 20 a b Taf. i zu ersehen ist. Eine passive Deformation erfährt der Zentralkörper häufig durch sich stark vergrößernde Verschlußkörper einerseits und durch Vakuolen andererseits. Besonders hervorstechend ist die durch die zentralständige Vakuole verursachte Gestaltänderung. Der Zentralkörper, in den sich die Vakuole von einer Seite her eindrängt, wird glockig und erscheint daher auf medianen Schnitten hufeisenförmig (Fig. 3 d, e, Taf. c). Die Ausstrahlungen verschwinden mehr und mehr, das Volumen des Zentralkörpers verringert sich, seine Konturen werden verschwommen und endlich scheint er sich vollkommen zu lösen; wenigstens rufen die geeigneten Tinktionsmittel häufig nur noch eine diffuse schwache Färbung des ganzen Zellinhalts hervor.

Alle die in Kürze geschilderten Vorgänge beginnen, sowie der Tüpfelverschluß sich vollzogen hat und müssen daher als eine der Folgen des letzteren betrachtet werden. Da das Wachstum der Grenzzelle auch nach Erscheinen der Verschlußkörper noch eine Zeitlang fortdauert, denn ich sah darauf beobachtete und gemessene Heterocysten sich noch verlängern, und da sogar noch Neubildungen wie die Cellulosemembran geschaffen werden, der Stoffverkehr mit den angrenzenden Zellen aber unmöglich gemacht wird, so können diese Formationen und produktiven Leistungen nur auf Kosten der in der Heterocyste abgeschlossenen Substanzen sich entfalten. Alle Reservestoffe, die Zentralkörner, Cyanophycinkörner, ja sogar die Chromatophoren werden zerstört und verbraucht; der Zentralkörper wird allmählich desorganisiert und verschwindet. Daß dabei die mannigfaltigsten Stoffwandlungen vor sich gehen, erkennt man schon an dem äußeren wechselvollen Verhalten des Inhalts gegen Tinktionsmittel. Da eine Substanzvermehrung nicht stattfinden kann, das Volumen der Grenzzellen aber, wie ich bereits hervorhob, sich noch

vergrößert, so ist das Erscheinen einer oder mehrerer Vakuolen erklärlich, das Cytoplasma wird wandständig und bekleidet endlich meist nur noch als dünner Belag die neugebildete Membran.

Das Gesagte gilt für die Heterocysten aller von mir untersuchten *Cyanophyceen*: *Tolypothrix*, *Anabaena*, *Rivularia*, *Gloeotrichia*, *Sphaerozyga*, *Nostoc* etc.

Die Gestalt der Verschlußkörper ist sehr wechselnd, wenn auch gewisse Grundformen vorherrschen. Nach den Tüpfelkanten ist ein den ganz kurzen Tüpfelkanal ausfüllender Cylinder vorhanden; nach dem Innern der Zelle zu wölbt sich der den Tüpfelrand mehr oder minder weit übergreifende Körper flach oder halbkugelig oder endlich kegelförmig vor. Seltener sind unregelmäßige Formen, doch kommen dieselben vor, der Verschlußkörper zeigt im optischen Längsschnitt einen gewellten Kontur und ist entweder mit konzentrischen Furchen oder Rinnen versehen oder weist nur unregelmäßige Buckel auf, so daß er mitunter ein traubiges Aussehen annimmt, wie es uns bei manchen Cystolithen entgegentritt. Diese bestimmte Ausformung ließ in mir die Annahme sich befestigen, es handle sich um feste Gebilde, wie es eben beispielsweise die Cystolithen sind. Bald aber lernte ich Erscheinungen kennen, welche gegen die Stichhaltigkeit jener Annahme sprechen mußten. Wenn ich nämlich absichtlich oder zufällig Plasmolyse der Fäden veranlaßte, so wurde durch die Kontraktion der vegetativen Zellreihen der kurze Tüpfelkanal sowohl der ersten Grenzzelle als auch der der benachbarten vegetativen Zelle zu einem langen Rohr ausgezogen und es zeigte sich, daß der Verschlußkörper diesem Zuge folgte, um je nach der Quantität seiner Substanz das vergrößerte Tüpfelrohr der Heterocyste teilweise oder ganz auszufüllen. Die Verschlußkörper bestehen also aus einer glasklaren, stark lichtbrechenden, aber mehr oder minder weichen, durch Druck leicht umformbaren Masse. Auf Tafel g, Fig. 15, habe ich eine Anzahl vorsichtig isolierter mit Osmium gehärteter Verschlußkörper abgebildet. Die Figuren 1—7, 19 derselben Tafel zeigen den oben erwähnten Vorgang und die mit demselben regelmäßig verbundene Umgestaltung der Verschlußkörper. Um dieselben besonders deutlich sichtbar zu machen, wurden sie

mit Brillantblau tingiert. Auch mit Altmanns Säurefuchsin werden die Verschlußkörper intensiv gefärbt und gerade in solchen künstlich verlängerten Tüpfelkanälen tritt die Färbung tadellos hervor, während letztere fraglich bleiben mußte, solange der ebenfalls sich mit Säurefuchsin intensiv färbende Zellinhalt die Tinktion der Verschlußkörper überdeckte. Durch Druck auf das Deckglas gelang es mir, die plastische Konstistenz der Verschlußkörper direkt nachzuweisen. Sehr schön treten die Verschlußkörper als tiefbraunschwarze Gebilde ferner hervor, wenn man mit Ehrlichs Anilinwassergentianaviolett unter Erhitzen stark färbt, mit Jodjodkalium einige Minuten und dann mit Alkohol behandelt. Wenn durch letzteren schon alles wieder entfärbt ist, behalten die Verschlußkörper noch lange die dunkle Färbung bei.

Wenn ich auch auf Grund meiner Untersuchungen noch nicht zu behaupten wage, aus welcher Substanz die Verschlußkörper bestehen (siehe unten), so ist doch zunächst so viel sicher, daß diese weder mit der der Zentralkörner noch der Cyanophycinkörner übereinstimmt oder auch nur nahe verwandt ist. Ich hielt dies zu erwähnen deshalb für nötig, weil Palla und Hegler irrtümlicherweise die Substanz der Verschlußkörper und der Cyanophycinkörner für identisch erklärten. Palla sagt auf Seite 544: „Auch hier leiten die großen sphärischen Massen, welche meist der Pore der Querwand aufsitzen, ihren Ursprung zweifelsohne von den Cyanophycinkörnern ab," und Seite 546: „Die in den auffallend zahlreichen Heterocysten vorkommenden großen Verschlußmassen der Ausführungskanäle sind auch hier wieder nichts anderes als metamorphosierte Cyanophycinkörner, da sie mit solchen in den Reaktionen übereinstimmen."

Daß auch Hegler in demselben Irrtum befangen ist, habe ich bereits vorn (im Abschnitt II) hervorgehoben; es geht deutlich aus folgenden seiner Sätze hervor (p. 303): „Bei letzteren, den heterocysten Arten, kann man beobachten, daß in Fäden mit lebhafter Teilung auch die Heterocysten frei davon (von Cyanophycinkörnern) sind, die sonst gewöhnlich an den Porenkanälen Kristalloide besitzen," und (p. 294): „Die Cyanophycinkörner stellen dann Gebilde

mit meist scharf begrenzten und wohlerhaltenen Ecken und Kanten dar, besonders große und wohlausgebildete Kristalloide — denn um solche handelt es sich zweifellos — pflegen in den Heterocysten an den beiden Porenkanälen zu sitzen, durch die diese Zellen mit den benachbarten vegetativen in Verbindung stehen".

Ich habe die Reaktionen und Tinktionen der Verschlußkörper genau und eingehend untersucht und in dem Kapitel „Reaktionen und Tinktionen" findet man dieselben tabellarisch zusammengestellt. Daraus hat sich ergeben, daß die Cyanophycinkörner Eiweißkristalloide sind, während die Verschlußkörper, welche übrigens niemals, wie Hegler behauptet, Ecken oder Kanten im Sinne der Kristallformen haben, denn sie sind zähflüssig, substantiell der Kallose sehr nahe kommen.

Diese weitgehende Uebereinstimmung wird schon durch folgende Nebeneinanderstellung dargetan:

Kallose:	Verschlußkörper:
in Kupferoxydammoniak unlöslich	unlöslich
in Sodalösung löslich	starke Quellung (vielleicht verbunden mit teilweiser Lösung
in konz. Chlorcalciumlösung (od. Zinnchlorid) löslich	z. T. löslich
in 1 % Kalilauge löslich	unlöslich
in konzentr. Kalilauge löslich	unlöslich
in konzentr. Säuren löslich	löslich
in 5 % Schwefelsäure Quellung	Quellung
in Chlorzinkjod. J+J. K. rotbraun, löslich	farblos
in Brillantblau glänzend blau	glänzend blau
in Korallin (alkohol. und Na_2CO_3-Lösung) rot	nicht gefärbt oder höchstens nach langer Einwirkung gelblich
in Kongorot in schwachammoniakalischer Lösung rot	farblos.
in Anilinblau glänzend blau.	

Wie für die Kallose, ist als geradezu spezifisches Tinktionsmittel für die Verschlußkörper das Brillantblau (Triphenylpararos-

anilintrisulfosaures Natrium Bayer & Ko., Elberfeld) anzusehen. Es färbt, während es noch den übrigen Bestandteilen des Algenfadens kaum eine Färbung verleiht, die Verschlußkörper schon so intensiv dunkelblau, daß sie wundervoll hervortreten. Später freilich färben sich auch die Scheide, das Cytoplasma und die Cyanophycinkörner intensiv blau, wie in der Fig. 4, Taf. b, sowie Fig. 7, Taf. d dargestellt ist.

Kongorot, welches die Kallose der Siebplatten rot färbt, äußert auf die Verschlußkörper keine Wirkung.

Es sind also trotz der großen Uebereinstimmung in den Merkmalen doch einzelne Differenzen zu notieren.

Ebenso haben die Verschlußkörper zweifellos einzelne Reaktionen und Tinktionen mit den Cyanophycinkörnern gemein.

Beide färben sich mit Säurefuchsin, Brillantblau, Pikrokarmin.

Differenzen machen sich geltend, wie folgt:

Essigkarmin färbt die Cyanophycinkörner, nicht aber die Verschlußkörper. Tannin-Eisenvitriol färbt die Cyanophycinkörner bläulichgrau, die Verschlußkörper nicht. Jodjodkalium + Schwefelsäure färbt die Cyanophycinkörner braun, die Verschlußkörper nicht. Orange färbt die Cyanophycinkörper nicht, wohl aber die Verschlußkörper. Hartig-Zacharias tingiert die Cyanophycinkörner blau, nicht jedoch die Verschlußkörper. Gramsches Reagens auf unfixiertes Material und ohne Alkoholbehandlung angewendet, färbt die Verschlußkörper braunviolett, läßt dagegen die Cyanophycinkörner farblos.

Hiernach ist die Substanz der Verschlußkörper weder identisch mit Kallose noch mit der der Cyanophycinkörner, wenn sie auch wie ich gezeigt habe, mit beiden unverkennbare Beziehungen haben dürfte. Mit Zellulose, sowie mit der Substanz der Scheiden und Membranen und mit der der Zentralkörner hat sie nichts gemein, sie ist ein Anscheidungsprodukt des Cytoplasmas von halbflüssiger Konsistenz, das vorkommenden Falls auch durch Einfluß des lebenden Cytoplasmas wieder gelöst werden kann.

Die Verschlußkörper fand ich stets optisch inaktiv.

Verhalten gegen Reagentien und Farblösungen.

Essigsäure: in 10 % bleiben die Verschlußkörper unverändert.
in 20 % schwache Quellung,
in 30 % schnelle Lösung unter Hinterlassung eines kaum sichtbaren Rückstandes.

Kalilauge: unlöslich in 1 %.

Chromosmiumessigsäure: Quellung, farblos.

Die Verschlußkörper bleiben farblos in:
Jodjodkalium,
Osmiumsäure,
Methylgrünessigsäure,
Safranin(alkohol),
Essigkarmin (wenn in über 30 % Essigsäure gelöst).
Ammoniakkarmin.

Sie werden gefärbt von:
Brillantblau dunkelblau,
Säurefuchsin rot,
Pikrokarmin rot,
Fuchsin rot,
Methylviolett (vital) schwach violett,
Gram (ohne Alkohol) braunviolett,
wässr. Jodgrün dunkelgrün,
Alaunkarmin schwach rot,
Orange dunkelgelb.

Mit Pikrokarmin gefärbte Verschlußkörper lösen sich nicht in 1, 2, 10 % Salzsäure; quellen darin kaum und entfärben sich viel schwerer als die Cyanophycinkörner, welche unter starker Quellung rasch farblos werden.

IX. Abschnitt.

Vakuolen.

Die Vakuolen, welche die Zellen der *Cyanophyceen* beherbergen, sind von zweierlei Art, entweder sind es Zellsaftvakuolen oder Gasvakuolen.

Zellsaftvakuolen.

Gomont (32 II) stellt die Existenz von Vakuolen bei normalen *Oscillarien* in Abrede; nur wenn die Pflanzen im Finstern oder in einem dürftigen Medium vegetieren, sollen Vakuolen auftreten. Palla und Hieronymus haben bei den meisten untersuchten *Cyanophyceen* hin und wieder Vakuolen angetroffen. Zacharias pflichtet dagegen Gomont bei. Bei *Nostoc* hat Palla an den gewöhnlichen vegetativen Zellen nur in einem einzigen Falle Vakuolen wahrgenommen, und Zukal hält das gehäufte Auftreten von Vakuolen z. B. in den haarförmigen Enden der Fäden von *Gloiotrichia pisum* für ein Anzeichen beginnender Degeneration. Wie verhält sich nun *Tolypothrix* in dieser Hinsicht?

Da ich anschließlich mit gutgenährtem Material arbeitete, fiel die von Gomont herangezogene Ursache für die Vakuolenbildung für mich weg. Bei Untersuchung unzähliger Fäden drängte sich mir entschieden das Fehlen von Vakuolen in den vegetativen Zellen als Regel auf; häufig fand ich dagegen Vakuolen in den Grenzzellen und hin und wieder auch in vegetativen Zellen. In jungen normlen Fäden sah ich niemals Vakuolen, im Gegenteil waren es immer dem Anschein nach ältere, welche bisweilen Vakuolen führten, so daß die oben angeführte Ansicht Zukals möglicherweise

das Richtige trifft; die Vakuolenbildung ist ein Zeichen des Alters nicht nur, sondern auch anhebender Degeneration. Dieser Ansicht schließt sich auch Massart (65) an: „La présence de vacuoles indique que la cellule est non seulement adulte, mais qu'elle est déjà devenue incapable de se diviser.“ Dagegen würde freilich das wenn auch seltene Vorkommen einer Zellsaftvakuole in der Fadenendzelle bei *Tolypothrix* sprechen, da diese Zelle immer bildungsfähig bleibt, dafür, daß bei allen denjenigen *Cyanophyceen*, bei welchen die Zellteilungen auf bestimmte Regionen des Fadens beschränkt sind, gerade diese frei von Vakuolen, die ausgewachsenen, das Trichom bildenden dagegen mit Vakuolen reichlich ausgestattet sind. In den den teilungsfähigen Zellen zunächst liegenden bemerkt man mitunter mehrere kleine Vakuolen, welche nach der Spitze des Fadens zu zu einer großen verschmelzen. Ein Irrtum ist es, wenn Massart (65[1]) bei *Scytonema*, im Gegensatz zu den *Rivulariaceen* und *Stigonemataceen*, die Vakuolen in den Zentralkörper verlegt. Dieselben liegen, ich habe mich davon aufs sicherste überzeugen können, auch bei *Scytonema* ebenso wie bei *Tolypothrix* und einer ganzen Reihe anderer *Cyanophyceen* stets im peripheren Cytoplasma und drängen entweder den Zentralkörper auf die Seite oder derselbe ist überhaupt nicht mehr vorhanden und der Degeneration verfallen, wie beide Fälle bei der Heterocystenbildung von *Tolypothrix* und anderen *Chyanophyceen* so ausgezeichnet verfolgt werden können.

Um die Lokalisation der Zellsaftvakuolen genauer untersuchen zu können, brachte ich *Tolypothrix*-Kulturen ins Dunkle und beließ sie daselbst bei einer Durchschnittstemperatur von 16° C fünf Wochen lang. Im Abschnitt: „Chromatophoren“ habe ich die Wirkung einer so langen Verdunkelung ausführlich geschildert. Hier sei nur erwähnt, daß ich nach dieser Behandlung in den weitaus meisten Algenfäden in den Zellen Zellsaftvakuolen fand, teils kleine in größerer Anzahl in einer Zelle, teils zwei, teils endlich nur eine einzige, welche dann besonders große Dimensionen aufweist und oft die Mitte der Zelle einnimmt. Durch Zusatz von Loefflers Methylenblau färbte ich die Scheide, die Zentralkörner und, was mich besonders interessierte, den Zentralkörper, der in seltenen Fällen

eine homogene hellblaue Tinktion annahm, häufiger dagegen in fast farbloser Grundmasse eingelagerte, etwas dunklere Kernfäden oder Chromosomen erkennen ließ und daneben endlich dunkelblaue Zentralkörner in wechselnder Größe und Zahl einschloß. Die so erhaltenen Präparate sind äußerst instruktiv, denn sie lassen deutlich bemerken, daß die Vakuolen niemals im Zentralkörper liegen, sondern denselben stets beiseite drängen. Dabei wird letzterer in der mannigfaltigsten Weise deformiert, wobei sich nun immer konstatieren ließ, daß die Zentralkörner ihn niemals verließen. Auch da, wo auf den ersten Blick ein Zentralkorn einmal isoliert im Cytoplasma zu liegen scheint, nimmt man bei fortgesetzter Untersuchung wahr, daß es stets innerhalb eines armartigen Fortsatzes des Zentralkörpers plaziert ist. Um zu verdeutlichen, in wie wechselnder Weise die Bestandteile der *Tolypothrix*-Zelle sich in den vorhandenen Raum teilen, habe ich eine Anzahl mit Methylenblau gefärbter Zellen in den Fig. 9—15 Taf. a. abgebildet. Die Vakuolen sind in wechselnder Anzahl und Größe, mitunter noch von feinen Cytoplasmafäden (10, 13) durchsetzt. Im hellblauen Zentralkörper liegen die schwarzblauen Zentralkörner, im Cytoplasma die Chromatophoren, welche ich nur in den Fig. 10, 13 und 14 angedeutet habe.

Die Aehnlichkeit der *Cyanophyceen*-Zelle mit jungen Meristemzellen spricht sich neben anderem durch das vollständige Fehlen von Zellsaftvakuolen aus; nur nach intensiver Streckung der Zellen, wie sie uns besonders an den Fadenenden der *Rivulariaceen* begegnet, ferner in den Heterocysten und in den Zellen der Dunkelfäden treten regelmäßig Zellsaftvakuolen auf. Dieselben liegen stets im Cytoplasma, niemals im Zentralkörper und drängen im Cytoplasma Zentralkörper, Chromatophoren und Granulationen (Cyanophycinkörner Fetttropfen etc.) beiseite, auch wenn man sie durch Druck künstlich verschiebt. Der Protoplast der *Cyanophyceen*-Zelle stellt nur in den bezeichneten Fällen (*Rivulariaceen*-Fadenendzellen, Heterocysten, Zellen der Dunkelfäden) ein osmotisches System vor, welches bei entsprechender Behandlung zur Erscheinung der gewöhnlichen Plasmolyse führt. An den normalen *Cyanophyceen*-Zellen ist die Plasmolyse eine Schrumpfungsplasmolyse, wie in den vakuolenfreien

Meristemzellen höherer Pflanzen bei gleicher Behandlung. In jenen vakuolenfreien Zellen pflegt die Plasmolyse früher einzutreten, als in den vakuolenhaltigen.

Gasvakuolen.

Was nun die Gasvakuolen betrifft, so hat man dieselben bei einer ganzen Reihe von Wasserblüte erzeugenden *Cyanophyceen* beobachtet, so bei: *Gloiotrichia echinulata, Anabaena flos aquae, Anabaena spiroides, Anabaena makrospora, Anabaena solitaria, Aphanizomenon flos aquae, Trichodesmium lacustre, Clathrocystis aeruginosa, Coelosphaerium Kützingianum* etc. *Tolypothrix* besitzt Gasvakuolen nicht, seine Rasen, die auch häufig an der Wasseroberfläche erscheinen, heben sich durch im Fadenfilz eingeschlossene Luftblasen. Unter den von mir kultivierten *Oscillatorien* waren mehrere mit Gasvakuolen und es interessierte mich, ihre Lage in der Zelle zu bestimmen. Massart (65) will zahlreiche Gasvakuolen bei *Phormidium fragile* und *Anabaena* im Zentralkörper gefunden haben, denn er sagt (p. 16): „chez le *Phormidium* les nombreuses petites vacuoles se trouvent pour la plupart dans le corps central. On s'en assure le mieux sur les cellules colorées au bleu de méthylène. Dans l' *Anabaena*, elles sont également dans le corps central." Klebahn (48) dagegen, der sich um den Nachweis der Gasvakuolen Verdienste erworben hat, ist genau entgegengesetzter Ansicht: der innerste Teil der Zellen (von *Gloiotrichia* z. B.) sei frei von diesen Gebilden; hier liege ein rundlicher Körper, der in den lebenden Zellen mit Methylen gefärbt werde, und der dann, wenn auch wegen der optischen Verhältnisse nicht scharf umgrenzt, durch die roten Gebilde (Gasvakuolen) hindurchschimmere. „Er dürfe, sagt er weiter, dem Zentralkörper entsprechen, der von den Autoren bei anderen *Phycochromaceen* beschrieben ist."

Da es für die Frage nach der Organisation der *Cyanophyceen*-Zelle von wesentlicher Bedeutung ist, über die Lage der Gasvakuolen absolute Klarheit zu erhalten, habe ich einerseits die Figuren Klebahns genau gemustert und andererseits an dem mir zur Verfügung stehenden Materiale neue Untersuchungen hierüber angestellt

und konnte konstatieren, daß die Gasvakuolen stets außerhalb des Zentralkörpers sich befanden. Sie lagen nicht in dem durch Methylen gebläuten Zentralkörper, sondern im Cytoplasma. Besonders klar lag der Fall, wenn der Zentralkörper mit einigen großen Zentralkörnern vollgestopft war; mit diesen hätten sich dann die Gasvakuolen in den recht beschränkten Raum teilen müssen, sie hätten die Form der Lücken zwischen den Körnern annehmen müssen, was nicht der Fall war. Heben und Senken des Mikroskoprohres ließ keinen Zweifel darüber, daß die Gasvakuolen über, unter oder seitlich vom Zentralkörper lagern. Bei Zusatz von verdünnter Kalilauge vereinigten sich häufig mehrere benachbarte Gasvakuolen und es geschah dies unter deutlicher Translokation der Chromatophoren. Wenn nun aber sichergestellt ist, daß die Gasvakuolen nicht im Zentralkörper liegen, so müßten sie nach der bisher vertretenen Ansicht im cylindrischen Chromatophor liegen; bisher kennen wir aber Vakuolen-führende Chromatophoren noch nicht. Das Stroma des Chromatophors, das wir uns doch immerhin konsistenter vorstellen als das Cytoplasma, dürfte wohl auch nach Zusatz von etwas verdünnter Kalilauge der Vereinigung und dem Verschmelzen benachbarter Gasvakuolen mehr Widerstand entgegenstellen, als das Cytoplasma.

Neuerdings hat Wille auch die sog. Schwefelkörner einer mit *Thiothrix tenuis* Winogr. nahe verwandten *Thiothrix*-Art als Gasvakuolen entlarvt. Obgleich M. Miyoshi noch Schwefelkörner in den Zellen der *Thiothrix nivea*[1]) abbildet und A. Fischer und Migula sogar den Schwefelgehalt bei *Thiothrix* Winogr. als Gattungsmerk-

1) Miyoshi (71) bildet die Schwefelkörnchen sowohl von *Thiothrix nivea* var. *verticillata* (Fig. 13) als auch von verschiedenen *Chromatium*-Species (Fig. 15—18) und von einem nicht benannten sichelförmigen Bakterium (Fig. 6—8) so ab, daß man sie nur als im Innern der Zellen liegend erachten kann. Lägen sie außen, wie der Verfasser im Texte behauptet, p. 152: „Jedoch beobachtete ich bis jetzt keinen sicheren Fall, wo die Körnchen wirklich im Zellinneren gelegen wären", so müßten dies die Abbildungen doch irgendwo erkennen lassen. Es bedarf jedenfalls diese Angelegenheit einer dringenden Nachuntersuchung.

mal zur Unterscheidung von *Crenothrix* Cohn anführen, so dürften die von Wille vorgenommenen Prüfungen an *Thiothrix*-Zellen doch vollkommen ausreichen, für dieses Bakterium die Abwesenheit von Schwefel in Kornform in Abrede und die Gasvakuolennatur der rötlich schimmernden Gebilde sicher zu stellen.

Sollten die von A. Meyer als Kerne der Bakterienzelle erklärten Gebilde sich als solche auch weiterhin bewähren, so würden dieselben schon ihrer Kleinheit wegen ebensowenig zur Unterbringung der Zentralkörner als auch zu der der Gasvakuolen sich eignen, es würden also auch bei den Bakterien, zu denen vorläufig *Thiothrix* und *Crenothrix* noch gerechnet werden, die Gasvakuolen ihren Platz im Cytoplasma haben.

X. Abschnitt.

Chromatische Substanz.

Wie jeder Zellkern, so enthält auch der Zentralkörper der *Cyanophyceen* Substanz, welche sich gewissen Färbungsmitteln gegenüber anders verhält, als die Grundmasse des Zentralkörpers. Da diese sich distinkt färbende Substanz sich ausnahmslos in den Gebilden wiederfindet, die wir Kernfaden und Chromosomen nennen, so darf ich diese Substanz wohl als ***Chromatin*** bezeichnen. Ich habe im Abschnitt „Zentralkörper" eine ganze Reihe von Methoden angeführt, welche es ermöglichen, dieses Chromatin sichtbar zu machen.

Mein Chromatin hat natürlich mit dem Nadsons (73) nichts zu tun; was Nadson Chromatin nennt und (p. 227) mit Bütschlis roten Körnern, mit Pallas und Schmitz' (p. p.) Schleimkugeln und einem Teile der Cyanophycinkörner von Hieronymus identifiziert, sind meine Zentralkörner. Weil Nadson die Reservestoffe repräsentierenden Zentralkörner für Chromatin hielt, mußten ihm die Schwankungen im Chromatingehalt der Zellen auffallen, welche er unter 5 des Resumés schildert und die er als „Hyper- und Hypochromatose" bezeichnet. Da er keine bestimmte Beziehung zwischen Chromatingehalt und Teilung des Zentralkörpers zu erkennen vermochte, was nicht wunderbar ist, stellte er den Satz (p. 227, 5, 3) auf: „Zellen mit verändertem Chromatingehalt verlieren die Fähigkeit nicht, sich durch Teilung zu vermehren, und verweist auf die Figuren seiner Tafel; da sieht man denn auch die verschiedenen Stadien der Teilung mit dem

wechselndsten Gehalt an Chromatinkörnern vereinigt. Das allein schon hätte NADSON mißtrauisch gegen seine Deutung machen müssen, denn es ist gerade eine charakteristische Erscheinung, daß sich der Chromatingehalt eines Kernes während des Verlaufs der Teilung quantitativ nicht merkbar ändert. Teilungsstadien, wie sie in den Figuren 6, 7, 8, 56 etc. abgebildet werden, existieren nicht. Wenn irgend eine Substanz im Kern Chromatin sein soll, so muss sie sich bei der Kernteilung erhalten und in symmetrischer Weise auf die Tochterkerne verteilen und eine Substanz, welche während des mitotischen Kernteilungsvorganges unsichtbar wird, kann nach unseren derzeitigen Kenntnissen niemals Chromatin sein.

Die Angaben, welche ZIMMERMANN (110 II) in seinem sonst so verdienstvollen Buche: „Die Morphologie und Physiologie des pflanzlichen Zellkerns" über Chromatinkörner der *Cyanophyceen* (p. 159) macht, sind unrichtig und beruhen auf Verwechselung der körnigen Einschlüsse, was freilich bei der damals noch mangelhaften Kenntnis des Gegenstandes und der mehr als verworrenen Nomenklatur nicht zu verwundern ist. Die Chromatinkörner, die nach ZIMMERMANN mit den roten Körnern BÜTSCHLIS und den Schleimkugeln von SCHMITZ und PALLA identisch sein sollen, haben mit beiden Granulationen nichts zu tun. Es werden Zentralkörner und Cyanophicinkörner in unbegreiflicher Weise konfundiert.

Wie es scheint, ist der Zentralkörper der *Cyanophyceen* selten im Zustand der Ruhe, denn es ist schwer, einen Zentralkörper zu finden, in dem sich ein Gerüst konstatieren läßt, dessen Hauptmasse von zarten, sich meist nicht tingierenden Lininfäden gebildet wird, in welchem die stark tingierenden Chromatinkörnchen liegen. Auch von Kernkörperchen oder Nukleolen habe ich nie etwas entdecken können. Die körnigen Einschlüsse zentralkörnerfreier Zentralkörper erweisen sich stets als völlig gleichartig, so daß ich mit Sicherheit behaupten kann, daß außer Chromatinkörnern, Zentralkörnern und Spindelfasern, der Grundsubstanz des Zentralkörpers nichts eingelagert ist. Der Zentralkörper scheint vielmehr immer im Teilungszustande oder in Vorbereitung zu diesem befindlich zu sein, der Kernfaden ist immer dick und relativ kurz oder an seiner Stelle erblickt man

Chromosomen in mannigfaltigster Gruppierung. Der Zentralkörper enthält im günstigsten Falle als starkfärbbare Gebilde nur den Kernfaden oder die Chromosomen in heller gefärbter Grundmasse, oder aber es kommen hierzu noch die Zentralkörner, welche sich dann mit jenen in den verfügbaren Raum teilen müssen. Zentralkörnerfreie Zentralkörper findet man meist nur in den Zellen des natürlichen Fadenendes. Da diese, wie ich an anderer Stelle bereits hervorgehoben habe, auch meist frei von Cyanophicinkörnern sind, ist alles, was sich stärker tingiert in diesen Zellen, Chromatin. In diesen Fadenendzellen sind die Zellkernteilungsfiguren daher am besten und klarsten zu sehen. In den Fig. 3, 8 und 9 Tafel k sind *Tolypothrix*-Zellen abgebildet, bei welchen mehr oder weniger zahlreiche Zentralkörner neben den Chromosomen in die hellblaue Zentralkörpersubstanz eingebettet sind. Von den Zentralkörnern habe ich z. B. in Fig. 9 die höher liegenden dunkel, die am tiefsten liegenden am hellsten getönt. In 8 und 9 sind die Chromosomen sowohl als die Zentralkörner mit verdünntem Glycerinmethylenblau gefärbt, in Fig. 3 dagegen nur die Chromosomen mit Jodgrün, welches in Verbindung mit Glycerin und einer Spur Karbolfuchsin zur Anwendung kam.

Das Chromatin des *Tolypothrix*-Zentralkörpers verhält sich entschieden cyanophil gegen Methylenblau-Fuchsinlösung. Methylenblau und Hämatoxylin werden am leichtesten von ihm gespeichert. Mit konzentrierter Magnesiumsulfatlösung kann man Chromatin und Zentralkörner gleichzeitig aus dem Zentralkörper entfernen; jedenfalls färbt Methylenblau in den Zentralkörpern so behandelter Zellen nichts mehr distinkt.

Ueber die Farbstoffe, welche das Chromatin sonst noch in auffallender Weise speichert, ist ausführlich in dem Kapitel „Zentralkörper" berichtet. Hier sei nur erwähnt, was ich sonst konstatieran konnte, um die Chromatinnatur der in Rede stehenden körnigen Gebilde darzulegen. In angesäuerter Ferrocyankaliumlösung und in schwefelsaurem Kupfer sowie in Ferrum solnbile verschwinden die Körner, während sie in konzentrierter Lösung von Kaliumbichromat unlöslich sind. Sie widerstehen der Einwirkung von 50 % Essigsäure und der

verdünnter Mineralsäuren. 10 % Kochsalzlösung löst die Körner, ebenso Monokaliumphosphat, noch leichter verdünnte Alkalilösungen Konzentrierte Mineralsäuren lösen die Körner ebenfalls.

Interessant ist das entgegengesetzte Verhalten der Chromatinkörner gegenüber dem tryptischen und peptonisierenden Fermente. Dasselbe ließ sich an *Tolypothrix*-Fäden in klarster Weise erkennen. Während das Trypsin das Chromatin vollkommen zum Verschwinden bringt, so daß nachträgliche Tinktion nicht mehr gelingt, erweist sich schwach salzsaure Pepsinlösung wirkungslos auf das Chromatingerüst. Letzteres tritt mit seinem starken Nukleïnglanz äußerst stark hervor und läßt sich mit Hämatoxylin noch ausgezeichnet färben. Von dem chromatophorenführenden Cytoplasma wird der größte Teil verdaut, der Rest lagert sich an den wenig veränderten Zentralkörper an. Sind Zentralkörner im Zentralkörper, so widerstehen dieselben der Fermentwirkung, während die dem Cytoplasma eingelagerten Cyanophycinkörner sowohl vom Pepsin als vom Trypsin vollständig verdaut werden.

Nach den Untersuchungen von Zacharias und anderen bestehen die Chromosomen und Chromatinkörner in erster Linie aus Nukleïn. Da nun aber Zacharias in den Zentralkörpern der *Cyanophyceen* und besonders in den in Teilung befindlichen vielfach kein Nukleïn fand, so hätte man nach ihm auch keine Chromosomen oder Chromatinkugeln erwarten dürfen. Da diese nun aber nach meinen Untersuchungen in optima forma und in fast jeder Zelle sichtbar zu machen sind, müssen entweder Zacharias' Methoden zum Nachweis des Nukleïns oder seine Beobachtungen unrichtig gewesen sein. Es schien daher geboten, die üblichen Nukleïnreaktionen auf die Chromatinkörper der *Cyanophyceen* nochmals zu prüfen. Es stellte sich nun heraus, daß die Chromatinkörper alle Nukleïnreaktionen deutlich zeigten, daß sie wie die Nukleïne ausgezeichnet sind

1. durch Unlöslichkeit in Pepsinsalzsäure,
2. durch Unlöslichkeit in 0,2—0,3 % Salzsäure,
3. durch Löslichkeit in 10 % Kochsalzlösung oder Monokaliumphosphatlösung,

4. durch Löslichkeit in konzentrierter Natriumkarbonatlösung und Magnesiumsulfatlösung,
5. durch Löslichkeit in verdünnter Kalilauge,
6. durch Löslichkeit in konzentrierter Salzsäure,
7. durch Löslichkeit in 4 konzentrierter Salzsäure + 3 Wasser,
8. durch Verdaulichkeit in Trypsin,
9. durch Unlöslichkeit in konzentrierter Kaliumbichromatlösung und konzentrierter Ammoniaksulfatlösung,
10. durch Löslichkeit in angesäuerter Ferrocyankaliumlösung, in Lösungen von schwefelsaurem Kupfer und Ferrum solubile.

In wässeriger Chloralhydratlösung treten die Chromosomen mit dem bekannten Nukleïnglanz scharf hervor, ebenso in einem Gemisch von 1 Vol. konzentrierter Essigsäure + 1 Vol. Wasser oder in 0,3-proz. Salzsäure.

Nach der Gramschen Methode färben sich zwar die Chromosomen intensiv, die Differenzierung aber gelang mir nie in der Weise, daß gute Kernteilungsfiguren sich distinkt von der Umgebung abgehoben hätten.

Ich möchte hier hervorheben, daß Fischer infolge seiner Färbungsmethoden selten die Chromatinkörner oder Chromosomen tingiert hat, wenigstens ist in allen Figuren auf seiner Tafel II soviel wie nichts davon zu sehen. In den Fig. 30, 31, 42, 43, 44, 45, 47 hat er den Zentralkörper, d. h. dessen Grundmasse gefärbt erhalten, aber von Chromatingerüst ist nichts zu bemerken: vielleicht ist in Fig. 53 das zwischen den großen blauvioletten Zentralkörnern sichtbare feinkörnige Etwas Chromatin. Alles was man als rote oder blaue Kugeln erblickt, sind Zentralkörner, die rotviolett aussehen, aber nach Sodabehandlung eben einen Stich ins Blaue aufweisen. Nur in Fig. 34 und 35 sind die roten Kugeln Cyanophycinkörner, welche sich mit Anilinwasser-Säurefuchsin eben rot färben, wogegen die Zentralkörner sowohl als auch das Chromatin bei dieser Behandlung farblos bleiben. Da Fischer vollständig ohne Kenntnis der verschiedenen Natur der einzelnen Granulationen war, mußte er sie fortwährend durcheinanderwerfen und miteinander verwechseln,

und es wäre eine wahre Herkulesarbeit, alle seine Irrtümer hier einzeln anzuführen. Selbst, wenn in ganz typischen Fällen eine der Granulationen so charakteristisch wie nur möglich auftritt, wie in Fig. 19 die Zentralkörner, weiß sich FISCHER nicht zu helfen und erklärt sie schlank als „zellkernartig durchscheinende Körper (Proteinkrystalloide)"; ich habe an gleichem Materiale, *Tolypothrix Aegagropila,* diese Angabe aufs genaueste geprüft und kann nur, wovon sich jedermann aufs leichteste zu überzeugen vermag, sagen, daß es sich um Zentralkörner handelt, deren Reaktionen trotz FISCHERS vollkommen unbegründeter Abneigung gegen spezifische Reaktionen, eben die typischen der Zentralkörner sind. Hätte FISCHER nur ein einziges Mal in der richtigen Weise die Eisenalaun-Hämatoxylin-Methode oder die Methylenblau- oder Methylviolett-Vital-Färbung oder die Jodgrün-Karbolfuchsin-Methode auf irgend welche *Cyanophycee* angewandt, so hätte er sich leicht von der Existenz des Chromatins überzeugen können und seine Figuren auf Taf. II, welche jetzt als falsch oder vollkommen einseitig bezeichnet werden müssen, würden total anders ausgefallen sein.

„Welchen Wert sollen z. B. die roten Körner im Zentralkörper von *Chromatium* haben, die sich nach BÜTSCHLIS eigener Angabe mit alkalischem Methylenblau rot färben? Ist das auch kein Chromatin?" fragt FISCHER (p. 31—32). Es ist ihm zu antworten: Mit alkalischem Methylenblau färbt sich im *Chromatium*-Zentralkörper ebensowenig etwas rot wie im Zentralkörper der *Cyanophyceen*; was sich aber blau färbt, ist entweder Chromatin oder Zentralkorn; beide sind aber miteinander von dem, der sich eingehender mit der Cyanophyceenzelle beschäftigt hat, nicht zu verwechseln, beide sind durch eine ganze Reihe von Färbungen und Reaktionen und durch ihr ganzes Verhalten in der Zelle unschwer voneinander zu unterscheiden.

Verstehen wir unter Chromatin jenen Bestandteil des Zellkerns, der die Farbstoffspeicherung desselben in erster Linie bedingt, der, im sogenannten ruhenden Kerne mehr oder minder fein verteilt einen integrierenden Teil des Kerngerüsts ausmacht, der quantitativ dominiert im Kernfaden und in den aus diesem entstehenden Chromosomen, so ist das Chromatin von keinem der

Forscher bisher, außer von Hegler in der Cyanophyceenzelle richtig gesehen oder erkannt worden: das geht aus meinen vornstehenden Angaben aufs unzweideutigste hervor. Zimmermann (110 [11]) verlieh dieser Unklarheit über das Chromatin in der Cyanophyceenzelle den richtigen Ausdruck, indem er p. 159 sagt:

„Die Chromatinkörner (der Cyanophyceen) sind identisch mit den ‚roten Körnchen' von Bütschli, sowie den ‚Schleimkugeln' von Schmitz und Palla etc." Nicht weiter sind in dieser Beziehung die übrigen *Cyanophyceen*-Forscher gekommen (Nadson, Zacharias, Fischer, Hieronymus, Chodat, Malinesco, Massart etc.) nirgends ist man zu einer klarer Loslösung des Chromatins von den übrigen Einschlüssen gelangt.

Jetzt darf ich folgendermaßen resumieren:

Das Chromatin ist ein konstanter Bestandteil des Zentralkörpers der *Cyanophyceen*-Zelle (und der Bakterienzelle) sowie jedes Zellkernes.

Es hat nichts zu tun mit den Zentralkörnern (Volutanskugeln der Bakterien) des Zentralkörpers einerseits, den Cyanophycinkörnern andererseits; ebensowenig mit den übrigen Einschlüssen der *Cyanophyceen*-(Bakterien-)Zelle.

Es bedingt die hervorragende Färbbarkeit des Zentralkörpers mit Methylenblau und Methylviolett (vital und postmortal), mit Eisenalaun-Hämatoxylin, mit Jodgrün etc. sowohl des ruhenden Kernes als auch des Fadenknäuels und der Chromosomen während der karyokinetischen Teilung des Zentralkörpers.

Hieraus folgt von selbst die Unhaltbarkeit des Inhalts der „Nachschrift", welche Bütschli seinem 1890 gehaltenen Vortrag (11 [11]) zufügte und in der er seine roten Körnchen (= Zentralkörner) mit den Chromatinkörnern, das blaue Gerüst mit dem Linin von Schwarz identifiziert. Beides ist falsch und nur geeignet, Konfusion hervorzurufen. Es wird auch dadurch nichts gebessert, daß Bütschli hinzufügt: „Wenn daher auch, soweit die jetzigen Erfahrungen reichen, zwischen den roten Körnchen der *Schizophyten* und den Chromatinkörnern der Kerne höherer Organismen gewisse Unterschiede bestehen, so zweifle ich doch nicht, daß sie sich entsprechen

und vertreten." Ich hebe nochmals hervor, daß Zentralkörner und Chromatin in der Cyanophyceenzelle nichts miteinander zu tun haben, wenn sie gleich beide nebeneinander im Zentralkörper liegen. Chemisches, physikalisches, tinktionelles Verhalten, alle sind bei beiden so grundverschieden, daß von einer Aehnlichkeit, geschweige denn von Identität nicht die Rede sein kann. Die Zentralkörner sind ein Reservestoff, der unter Umständen ganz fehlen kann, das Chromatin dagegen ist eben ein dem Kern niemals mangelnder, höchstens seine Erscheinungsform ändernder Stoff, sehen wir ihn doch eben als Träger der erblichen Eigenschaften und damit als wichtigste Substanz des Zellkerns an.

Die Ueberschrift des Abschnittes 2 in Bütschlis Mitteilung: Notiz etc. (11 [IV]): „Bemerkungen über die sogenannten roten Körner (Chromatinkörner des Zentralkörpers und ähnlich sich färbender Körner oder Bütschlis Körner [Lauterborn]) im Plasma der Cyanophyceen und Bakterien" lehrt, daß Bütschli auch 1898 noch der irrigen Ansicht von der Identität des Chromatins und der Zentralkörner huldigte. Nicht bestätigen kann ich außerdem die daselbst gemachte Angabe, die Zentralkörner (Bütschlis rote Körner) färben sich mit alkalischem Methylenblau rot; das tun sie niemals! Loefflers Methylenblau ist alkalisch und färbt die Zentralkörner stets blau. Aber nach vorhergegangener Sodabehandlung konnte ich auch mit Hämatoxylin nur eine violette Tinktion erzielen.

XI. Abschnitt.

Heterocysten.

Das Vorkommen der Heterocysten beschränkt sich auf einige Familien der *Cyanophyceen*. Während man bei *Tolypothrix* neben vereinzelten oft mehrere (bis 7) Heterocysten hintereinander sehen kann, habe ich bei den *Rivulariaceen* (*Rivularia*, *Isactis*, *Sacconoma*, *Brachytrichia* etc.) die Grenzzellen immer nur in der Einzahl angetroffen. Bei *Rivularia* liegen die Verhältnisse sehr ähnlich als wie bei *Tolypothrix*. Zuerst tritt im Verlauf des Fadens eine Konkavzelle auf, über der die nächstfolgende Zelle zur Heterocyste sich heranbildet; die unterhalb der Konkavzelle folgenden vegetativen Zellen zeigen bald eine gesteigerte Zellteilung und verlängern dadurch das basale Fadenstück, es neben der Heterocyste vorbeischiebend. Hier macht es durchaus den Eindruck, als ob die Konkavzelle nicht nur den Ort der Entstehung der Heterocyste bestimme, sondern als ob sie auch das Seitwärtsausbiegen des Endes des basalen Fadenstückes erleichtere oder ermögliche. In den Hormogonien von *Rivularia* wird die jeweilig nach unten liegende Endzelle zur Heterocyste. Darin, daß hierbei nur nach der benachbarten vegetativen Zelle hin ein Verschlußkörper entsteht, erblicke ich eine Bestätigung für die von mir behauptete Funktion der Verschlußkörper. Hier ist nur ein Tüpfel mit seiner Plasmaverbindung dauernd zu verschließen, also erscheint auch nur ein Verschlußkörper.

Bei den mir zugänglichen *Stigonemataceen* (*Stigonema*, *Hapalosiphon*) sah ich nur einzeln im Verlauf des Fadens stehende Heterocysten mit je zwei Verschlußkörpern; das Gleiche gilt von

den *Scytonemataceen*, soweit sie überhaupt Heterocysten haben (*Scytonema* etc.) außer *Tolypothrix* (siehe oben) und von den *Nostocaceen* (*Nostoc*, *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Cylindrospermum* etc.).

Die Heterocysten sind meist frei von Cyanophycinkörnern; auf den diesbezüglichen Irrtum Heglers, der in den Heterocysten die sich mit Karmin etc. ebenfalls rotfärbenden Verschlußkörper mit Cyanophycinkörnern verwechselte, habe ich auf Seite 41 hingewiesen.

Bei Anwendung von Altmanns Säurefuchsinmethode kann man den Gehalt der einzelnen Fadenzellen an Cyanophycin leicht überblicken, wie aus Fig. 1 und 11, Taf. k zu ersehen ist. Gegen das natürliche Fadenende zu nimmt der Cyanophycingehalt allmählich ab, in den Heterocysten sowie in der Endzelle selbst erfolgt nur diffuse Rotfärbung; die Verschlußkörper färben sich intensiv rot mit Karmin- und Säurefuchsin. Ob die diffuse Färbung der Heterocysten mit Säurefuchsin auf einer Lösung der Cyanophycinkörner beruht, ist schwer zu entscheiden, aber wahrscheinlich.

Die Heterocysten führen mitunter noch Zentralkörner im Zentralkörper, immer aber sind die Zentralkörner im Verschwinden begriffen, ihre Zahl, Größe und Färbbarkeit nimmt mehr und mehr ab, je älter die Heterocyste wird; meist fehlen sie endlich ganz.

Der Zellkern der Heterocysten tritt dem Beobachter in den verschiedensten Graden der Degeneration entgegen. Anfangs besitzt derselbe noch die normale Gestalt mit den allseitigen Ausstrahlungen seiner Oberfläche; allmählich werden die Ausstrahlungen eingezogen, die Oberfläche des Zellkerns glättet sich und verliert die scharfe Abgrenzung gegen das umgebende Cytoplasma.

Die Heterocysten enthalten im Cytoplasma vielfach eine zentral oder seltener wandständige Zellsaftvakuole, welche oftmals den Zentralkörper beiseite drängt und deformiert (siehe Fig. 3 d und e, Taf. e).

Auch die Chromatophoren degenerieren in den Heterocysten; sie verlieren allmählich die Farbstoffe und sind am Ende kaum mehr oder nur sehr schwer von der Umgebung zu unterscheiden. Chloro-

phyll, Karotin und Phykocyan verschwinden, ohne daß es zu einer krystallinischen Ausscheidung des Karotins kommt.

Die Membran der Heterocysten besteht meist aus Cellulose, sie färbt sich daher mit Jod und Schwefelsäure und mit Chlorzinkjod im Gegensatz zur Scheide und den übrigen Membranen, welche farblos bleiben, blauviolett; sie wird dagegen nicht gefärbt durch Fuchsin, Methylviolett, Rutheniumrot, Brillantblau und Methylenblau; sie löst sich in Kupferoxydammoniak, wird mit Jodjodkalium nicht gefärbt, wohl aber mit Kongorot. Ausnahmslos ist jedoch auch diese Eigentümlichkeit der Heterocysten nicht, denn die Heterocystenmembran sowohl von *Nostoc* als auch von *Anabaena* gelang es mir niemals mit Jod und Schwefelsäure blau zu färben; bei *Nostoc* brachte selbst Chlorzinkjod dies nicht zu stande, während damit die Heterocystenmembranen von *Anabaena* momentan violett und auch die gelatinösen Scheiden sich gleichzeitig hellviolett färbten.

Während die Membran der vegetativen Zellen mit der Scheide nicht verwachsen ist, ist dies bei den der Heterocysten; die vegetativen Zellen können innerhalb der Scheide gleiten, die Heterocysten nicht.

Trete ich hiernach an die Frage nach der Funktion der Heterocysten heran, über welche wir bis heute noch nichts wissen, so lassen die vorstehenden Beobachtungen zunächst darüber keinen Zweifel, daß wir es in den Heterocysten mit degenerierenden Zellen zu tun haben. Die in ihrem Protoplasten gespeicherten Substanzen verschwinden jedoch meiner Ansicht nach nicht wie aus Reservestoffbehältern, sondern zerfallen, ohne daß die Zerfallsprodukte weiter benutzt würden. Das Verschwinden der Granulationen: Zentralkörner, Cyanophycinkörner etc. beginnt erst, nachdem die Kommunikation mit den Nachbarzellen durch die Verschlußkörper unterbrochen worden ist. Ich kann also der Auffassung Heglers, die Heterocysten stellten Reservestoffbehälter des Thallus dar, nicht zustimmen; denn aus Reservestoffbehältern müssen die Reservestoffe ungehindert auswandern können, die Tüpfel müssen wegsam bleiben. Dies ist jedoch bei den Heterocysten nicht der

Fall. Wie die gesamte Körpersubstanz, Membran und Inhalt, der Konkavzellen degeneriert wird durch totale Verschleimung, um anderen Funktionen als ernährungsphysiologischen fortan zu dienen, so wird auch der gesamte Inhalt der Heterocysten dem Stoffverkehr vollständig entzogen. Der Protoplast und seine Organe werden desorganisiert, die ergastischen Inhaltsbestandteile werden zersetzt: aber nichts von den Zersetzungsprodukten vermag auszuwandern, denn die Tüpfel sind vorher bereits verstopft worden.

Ich erblicke die Funktion der Heterocysten in etwas ganz anderem; meiner Meinung nach sind es Zellen, deren Hauptfunktion es ist, die Verzweigung des Fadens einerseits, die Hormogoniengeburt andererseits zu ermöglichen.

Die Heterocysten verwachsen zu diesem Zwecke fest mit der Scheide; während die vegetativen Zellen in der Scheide frei beweglich sind, insofern der ganze Verband derselben in der Scheide zu gleiten vermag, liegen die Heterocysten stets fest. An die Heterocysten angrenzende Zellen werden nun häufig zu Konkavzellen und der in ihnen sich abspielende Verschleimungsprozeß dehnt sich auch auf den anliegenden Teil der Scheide aus, wodurch dieser erweicht wird. Da nun der weiterwachsende Faden in der darüberliegenden Heterocyste einen unüberwindlichen Widerstand findet, muß sich die Spitze desselben seitlich ausbiegen; sie durchsetzt dann, einmal abgelenkt, die erweichte Scheide und gibt einem Seitenzweig den Ursprung. Fig. 6, Taf. e und Fig. 8, Taf. h veranschaulicht diesen Auszweigungsprozeß. In derselben Weise können nun auch Hormogonien seitlich (lateral) geboren werden, wenn das Ende des unter der Heterocyste fortwachsenden Fadens vorher durch Konkavzellen in Hormogonien zerlegt wurde, wie Fig. 5, Taf. e darstellt. *cc* die verschleimenden und das — sit venia verbo — Schmiermittel liefernden sowie die Erweichung des umgebenden Scheidenteils veranlassenden Konkavzellen, $c_1 c_1$ die Hormogonien abgliedernden Konkavzellen; *hh* die Heterocysten mit den Verschlußkörpern v v_1. Auch bei der apikalen Hormogoniengeburt funktionieren die Heterocysten als Widerlager an der Basis des Fadenstückes, dessen Spitze in Form von Hormogonien alsdann aus der Scheide herausbefördert

wird (Fig. 15. Taf. e). Dabei ist die Mitwirkung von quellenden inneren Scheidenlamellen, wie sie Hegler annimmt, nicht ausgeschlossen.

Zur Zerteilung des Fadens wären meiner Auffassung nach die Heterocysten nicht nötig, diese wird durch die Konkavzelle in hinreichender Weise besorgt, zur Verzweigung des Thallus und zur Hormogonienausstoßung aber sind die Konkavzellen, weil sie beweglich in den Scheiden liegen, nicht zu brauchen, dazu leisten die Heterocysten unentbehrliche Dienste. Auch wenn, wie bei *Calothrix*, *Scytonema* etc. ein Fadenteil bruchsackartig zwischen zwei Grenzzellen austritt, repräsentieren die Heterocysten die beiderseitigen Widerlager und ihre Funktion ist in diesen Fällen im Prinzip dieselbe wie bei der Verzweigungsform von *Tolypothrix*, *Rivularia*, *Dichothrix*, *Isactis* etc.

XII. Abschnitt.

Konkavzellen.

Konkavzellen nenne ich diejenigen Zellen, welche zwischen den normalen vegetativen Zellen oder in der Nachbarschaft der Heterocysten bei *Tolypothrix* und anderen *Cyanophyceen* auftreten und deren optischer Längsschnitt dem einer bikonkaven oder plankonkaven Linse gleicht. Der Inhalt der Konkavzellen fängt an zu verschleimen, es vermindert sich der Turgor, und die Querwände wölben sich ins Zellinnere vor, jedenfalls dem höheren Druck der Nachbarzellen weichend. Der Inhalt wird, indem allmählich alle Granulationen und Zellorgane schwinden, mehr und mehr homogen: zuletzt ist nicht einmal mehr die Membran vom Inhalt abzugrenzen. In diesem Zustand zeichnen sich die Konkavzellen durch das exzeptionelle Vermögen, die verschiedensten Farbstoffe in intensivster Weise zu speichern, aus. Ihre Färbung ist nach dem Einfluß der Tinktionsmittel schließlich meist ganz verschieden von der der anderen Zellen, so daß man sie schon mit schwacher Vergrößerung leicht erkennt. Daß die Membranen der späteren Konkavzellen bald eine Veränderung erfahren, geht aus ihrer gesteigerten Durchlässigkeit für Farblösungen hervor. Bei Behandlung mit Methylenblaulösungen werden die Zentralkörner der Konkavzellen meist momentan blauschwarz, während die in den übrigen Zellen liegenden langsam sich bläuen. Die Konsistenz der Zentralkörner nähert sich allmählich der flüssigen, denn benachbarte Körner fließen zusammen, große Körner verändern bei knappen Raumverhältnissen ihre Gestalt, indem sie sich letzteren anpassen, wie aus Fig. 8, Taf. e ersichtlich ist. Durch die vollständige Verschleimung des Inhalts der Konkavzellen werden sie nach und nach ganz körnchenfrei, der Kern ist

nicht mehr nachzuweisen, sie erscheinen oft glasartig durchsichtig. Die Membranen haben bei vollständiger chemischer Metamorphose ihre Festigkeit eingebüßt, so daß bei geringstem Drucke ein Reißen derselben Eintritt und ein Erguß des Inhaltes nach außen. Die Oeffnungen entstehen dabei ebenso oft in der Mitte der Außenwand als in der Nähe der Querwand, weshalb ich Kolkwitzs Meinung, die Außenwände der Oscillarienzellen seien in der Mitte der Querwand am wenigsten widerstandsfähig, nicht beipflichten kann; wenigstens folgt dies nicht aus den von ihm herangezogenen Beobachtungen. Die Konkavzellen repräsentieren jedenfalls die Stellen minoris resistentiae im ganzen Faden. Häufig lösen sie sich von ihren Nachbarzellen los und der Faden zerfällt. Bei *Nostoc*, *Anabaena* etc. sah ich zwischen normal bleibenden Zellen ganze Reihen von Zellen in analoger Weise wie bei den Konkavzellen von *Tolypothrix*, *Oscillaria* und anderen cylindrische Fäden bildenden *Cyanophyceen* der Desorganisation anheimfallen und zweifellos sind diese Zellen, obgleich sie nicht jene bei *Tolypothrix* und Konsorten immer auftretende Formänderung der Konkavzellen darbieten, doch letzteren vollkommen homolog zu setzen. Sie verschwinden schließlich, indem sie immer substanzärmer und durchsichtiger werden, ganz und hinterlassen häufig überhaupt keinen sichtbaren Rückstand mehr, wie in den Fig. 7 a, b, c von *Nostoc caeruleum* und 9, 12 und 13 Taf. f von *Anabaena catenula* abgebildet ist.

Infolge der gesteigerten Durchlässigkeit der Membranen tingieren sich, wie ich bereits andeutete, die Konkavzellen und ihre Analoga ausnehmend rasch und intensiv, während von den Heterocysten das Gegenteil behauptet werden kann. Methylenblau, Methylviolett, Brillantblau, Fuchsin etc. führen überaus intensive Färbung der Konkavzellen je nach dem Grade der Ausbildung herbei.

In der Nähe der Heterocysten findet man oft ganze Reihen von vegetativen Zellen in der geschilderten Weise verändert, wie aus der Fig. 2, Taf. e ersichtlich ist.

Die Konkavzellen liegen dann wie Uhrgläser ineinander. Befindet sich eine einzige Konkavzelle zwischen vegetativen Zellen, so nimmt sie meist die Form an, wie in Fig. 4, Taf. e wiederge-

geben ist. Liegt die Konkavzelle mit einer Seite der Heterocyste an, so bleibt sie daselbst plan und nur die gegenüberliegende Seite wölbt sich nach innen, wie Fig. 17 a— d, Taf. e darstellt. Sind endlich mehrere Konkavzellen zu einer zwischen vegetativen Zellen eingeschlossenen Gruppe cc vereinigt, wie in Fig. 8, Taf. e, so pflegen besonders die diese Gruppe beiderseits abschließenden Konkavzellen napfförmig gestaltet zu sein, während die mittleren Zellen der Gruppe cc scheibenförmig oder bikonkav werden.

Die Kommunikation der Konkavzellen mit ihrer Umgebung durch Plasmodesmen wird sehr bald aufgehoben; es ist mir niemals gelungen, zwischen Konkavzellen untereinander und zwischen ihnen und benachbarten vegetativen Zellen oder Heterocysten Plasmaverbindungen aufzufinden.

Die Funktion der Konkavzellen ist nach meinen Beobachtungen eine zweifache. Die erste erblicke ich darin, daß durch diese Zellen der Faden in Abschnitte zerlegt wird, welche nach Umständen Hormogonien darstellen, die bei passender Gelegenheit frei werden; oder aber die einzelnen Abschnitte leiten nach ihrer Abgrenzung durch die Konkavzellen ein intensiveres Wachstum an ihren beiden gleichsam Meristemzonen darstellenden Enden ein. Die Hormogonien werden entweder am Fadenende aus der Scheide gestoßen oder die Geburt derselben erfolgt seitwärts unterhalb einer Heterocyste, an derselben Stelle, wo die die Zweige bildenden Teile des Mutterfadens auszubiegen pflegen. Einen apikalen Geburtsakt von Hormogonien stellt die Fig. 15, Taf. e dar, einen lateralen die Fig. 5, Taf. e. Bei beiden tritt die Funktion der Konkavzellen deutlich hervor. Eine zweite Funktion der Konkavzellen ist ihre Mithilfe bei der Verzweigung der Fäden. Bei der Zweigbildung findet man stets unterhalb der Heterocyste, unter welcher der Faden ausbiegt, eine oder mehrere Konkavzellen, und ich glaube annehmen zu dürfen, daß sie gleichsam die Zentren für einen Verschleimungsprozeß bilden, daß von ihnen, die selbst in allen ihren Teilen verschleimen, Enzyme ausgeschieden werden, welche auch die Nachbarschaft in diesen Prozeß hineinziehen. Durch diese Verschleimung wird die Festigkeit der Scheide vermindert, so daß der einen Druck

äußernde, basalwärts liegende Faden mit seiner Spitze an der erweichten Partie der Scheide durchzubrechen vermag. Der Druck dürfte einerseits erzeugt werden durch Wachstumsspannungen, andererseits durch Quellung der Innenschichten der Scheiden, wie ich im Abschnitt: Scheide auseinandergesetzt habe. Daß derartige Quellungserscheinungen allein schon beträchtliche Druckwirkungen zu äußern imstande sind, geht schon daraus hervor, daß man sogar durch Benetzen toter Fäden Hormogonienausstoßung noch herbeiführen kann.

Eine von mir des öfteren gemachte Beobachtung ist die auffallend gesteigerte Konkavzellenbildung in Dunkelkulturen. Der Faden zerfällt dadurch meist seiner ganzen Länge nach in Hormogonien. Es will mir scheinen, als ob hierdurch die Alge in den Stand gesetzt würde, schlecht beleuchtete und damit die Assimilationstätigkeit beeinträchtigende Standorte leichter verlassen zu können. Denn wenn auch *Tolypothrix* meist im Wasser flottierende Rasen bildet, welche sich zu heben und senken vermögen, so sind letztere doch nicht selten an untergetauchten Pflanzenstengeln etc. festgeheftet und bei starker Beschattung ihres Standortes in ihrer Existenz gefährdet oder in ihrer Ernährung mindestens beeinträchtigt. Ein Zerfallen der Fäden in Hormogonien, welche sich leicht an einen anderen passenderen Ort begeben können, würde immerhin der Alge zum Vorteil gereichen müssen.

Auch bei *Nostoc, Anabaena* und Konsorten nimmt von den Konkavzellen aus die Desorganisation resp. die allmähliche vollständige Auflösung der Hülle ihren Ausgang, wie man in Fig. 9, Taf. f ersehen kann; da, wo die Konkavzellen ccc sich aus vegetativen Zellen herangebildet haben, färbt sich bald die Hülle kaum mehr mit Methylenblau etc; endlich verschwindet sie ganz (Fig. 12, Taf. f, unten), dann verschwinden auch die Konkavzellen selbst und der Zerfall des Fadens ist vollzogen. Auffallend, aber von mir vorläufig nicht weiter verfolgt, ist die vorübergehende Größenzunahme der Zentralkörner in den Konkavzellen von *Anabaena*.

Ueber die Färbungen und Reaktionen der Konkavzellen von *Tolypothrix* sind zahlreiche Angaben in Anhang I enthalten, weshalb ich auf diesen Gegenstand hier nicht eingehe.

XIII. Abschnitt.

Zentralkörper.

Der Zentralkörper ist das am heißesten umstrittene Organ der *Cyanophyceen*-Zelle und verdient aus vielen Gründen die eingehendste Behandlung und Untersuchung. Was wir darunter verstehen, brauche ich kaum zu sagen. Es ist das Organ, welches fast stets die Mitte der Zelle einnimmt. Die erste Frage, die sich aufdrängt, ist die: wie sieht der Zentralkörper aus?

Die vorliegende Literatur läßt das ganze Interesse für dieses sonderbare Gebilde kulminieren in der Frage: Repräsentiert der Zentralkörper einen Zellkern oder nicht; ist er kein Zellkern, so wird es sich weiter fragen, ist er wenigstens ein dem Zellkern verwandtes und von ihm phylogenetisch ableitbares Organ der Zelle? Viele Forscher, welche sich mit dem Studium des Zentralkörpers abgaben, konnten nicht dazu gelangen, sich eine bestimmte Meinung in dieser Richtung zu bilden, so Nadson[1]), Deinega und andere; viele stellen die Kernnatur entschieden in Abrede, so Chodat und Manilesco, Zukal, Fischer etc., einige wiederum erblicken in der Tat im Zentralkörper einen echten Zellkern, so Wille, Bütschli, Scott,

1) Nadson behandelt zwar gegen das Ende seines Resumé den Zentralkörper als Zellkern, gerät aber hierdurch in vollkommenen Widerspruch zu seinem eine Seite vorher (p. 226) aufgestellten Satze: „Der mittlere pigmentlose Teil des Protoplastes, der „Zentralkörper", ist kein selbständiges, vollständig abgesondertes Organ (Organ sui generis) des Protoplastes, sondern bietet nur einen zentralen Lokalisationspunkt einiger Stoffe im Protoplaste dar"! Fischer hat später, wie wir sehen werden, diesen Ausspruch Nadson's wörtlich übernommen.

Dangeard, Hegler etc., und unter diesen glauben Scott, Hegler und Bütschli sogar mitotische Teilung wie bei echten Kernen gesehen zu haben. Endlich nimmt eine Anzahl von Forschern eine zum Teil reservierte, zum Teil vermittelnde Stellung ein, indem sie entweder von einer besonderen Art und einer abweichenden Ausbildung des Zellkerns bei den *Cyanophyceen* reden (offener Zellkern Hieronymus[1]) oder wie Palla den Zentralkörper für ein den echten Kernen phylogenetisch verwandtes, aber von ihm nicht ableitbares (!) Organ erklären oder wie Zacharias für den Ausgangspunkt der Entwicklung der Kerne höherer Organismen halten. Ein Organ, welches so viele Deutungen in morphologischer und physiologischer Hinsicht erfahren hat, wird Gegenstand des größten Interesses bleiben müssen, so lange, bis auch die erneute Inangriffnahme seiner Untersuchung nichts wesentlich Neues zu Tage fördert. Letzteres ist aber in einer Zeit, wo die mikrochemischen Untersuchungsmethoden fast täglich eine Bereicherung erfahren, vorläufig nicht zu befürchten, und ich glaube auch im folgenden einen nicht unwichtigen Beitrag zur Erforschung dieses bisher rätselhaften Gebildes liefern zu können.

Es ist ein auf der Hand liegender Irrtum, wenn einige Forscher behaupten, es gäbe *Cyanophyceen*-Zellen ohne Zentralkörper, wenn z. B. Marx unterscheidet zwischen „Fäden mit Zentralteil" und „Fäden ohne Zentralteil", wobei er natürlich Fäden aus Zellen mit oder ohne Zentralkörper meint. Auch das ist nicht ganz richtig, wenn Massart von der „substance fondamentale" sagt „sa colorabilité varie beaucoup", insofern der Zentralkörper bei geeigneter Färbemethode sich immer ganz distinkt färben läßt. Körnige Einschlüsse (außer Chromatinkörnern) kommen dabei gar nicht in Betracht, denn sie liegen entweder in der substance fondamentale oder außerhalb derselben im Cytoplasma; es handelt sich einzig und allein um die Färbbarkeit der Zentralkörpersubstanz selbst, und diese fehlt nie; nur ist selbstredend nicht vorauszusetzen, daß in allen Zellen eines Fadens oder in allen Fäden einer Kolonie oder in den Fäden verschiedener *Cyanophyceen*-Species oder Gattungen sich die Zentralkörper mit demselben Tinktionsmittel ganz gleich gut und leicht

färben; es kommt auf das Entwicklungsstadium, auf das Alter etc. der einzelnen Zelle an, ob der Zentralkörper leicht tingiert wird oder der Färbung mehr oder minder großen Widerstand leistet; das sind Erfahrungen, die man bekanntlich auch an den Kernen anderer Pflanzen täglich machen kann.

Wende ich mich nunmehr der ersten der oben aufgestellten Fragen zu: „wie sieht der Zentralkörper aus?“ Wie sieht er in erster Linie bei *Tolypothrix* aus?

Die weitaus meisten Forscher, welche sich intensiver mit dem Studium des Zentralkörpers abgaben, haben denselben überhaupt niemals richtig gesehen, d. h. sie sahen ihn nur in veränderter Form; die Gestalt, in der sie ihn abbilden, ist ein Artefakt, eine Zwangsform und daher mußten diese Männer zu irrigen Vorstellungen gelangen. Der einzige, der meines Erachtens den Zentralkörper bisher so gesehen hat, wie er ist, ist Fischer (28 ^{V}), nur hat er leider nach meiner Meinung aus dem Gesehenen nicht den richtigen Schluß gezogen. Ich will, um mich mit den Fischerschen Angaben auseinanderzusetzen, eine Stelle von Fischers Text wörtlich zitieren (p. 52—53):

„Sehr merkwürdig ist seine Gestalt. In einigen Fällen erscheint der Zentralkörper unregelmäßig buckelig-kreisförmig umgrenzt, ohne irgendwelche Andeutung einer Membran. In den meisten Querschnitten aber strahlen von der zentralen Masse zahlreiche Fortsätze mehr oder weniger tief in das Chromatophor hinein. Es sieht so aus, als ob durch diese Fäden die zentrale Masse mit einem protoplasmatischen Wandbelege außerhalb des Chromatophores verbunden wäre. In allen Fällen fehlt auch hier ein membranartiger Abschluß des Ganzen. Mit weniger stürmisch wirkendem Jodalkohol fixiertes Material zeigte an Paraffinschnitten keine so schönen Ausstrahlungen der weniger stark färbbaren Grundmasse, deren Begrenzung mehr glatt kreisförmig war. Bei genauerem Zusehen kann man aber auch hier einige fädige Fortsetzungen durch den Chromatophor hindurch verfolgen. Die schönen Strahlen des Alkoholmateriales sind insofern Artefakte, als bei der Kontraktion des In-

haltes feine, mit dem äußeren Wandbeleg zusammenhängende Fäden nicht abrissen, sondern nur ausgezogen worden."

Was Fischer in diesen Sätzen als Artefakt erklärt, halte ich aus gleich anzuführenden Gründen für den normalen Zustand des Zentralkörpers, und umgekehrt ist die regelmäßig buckelig-kreisförmige Umgrenzung des Zentralkörperquerschnittes Kunstprodukt. Die Fignren 42, 43b und 44 der Fischerschen Tafel II bilden den Zentralkörper in Längs- beziehungsweise Querschnitten dar, wie er in der lebenden normalen Zelle ist. In dieser Gestalt kann man ihn erhalten, wenn man ihn entweder lebend mit ganz verdünnter wässeriger Methylenblaulösung färbt oder wenn man ihn so rasch fixiert, daß seine feinen peripheren Ausstrahlungen gleichsam nicht Zeit finden, sich einzuziehen. Noch ehe ich die eben genannten Figuren von Fischer sah, hatte ich dieselben Bilder vom Zentralkörper von *Tolypothrix* entworfen, teils nach Lebendfärbung, teils nach rascher Fixage mit Alkohol. Geht die Fixierung langsam, wie bei vielen dazu verwendeten Lösungen, so zieht der Zentralkörper seine zarten Fäden ein und erscheint dann als „unregelmäßig buckeliges" Ding, er ist dann „Artefakt". Die Sache liegt hier ähnlich wie bei manchen Plasmaverbindungen. Plasmolysiert man rasch unter gleichzeitiger Fixierung, so bleiben die Spinnfäden mit den eigentlichen die Tüpfelhaut etc. durchsetzenden Plasmaverbindungen, was man nicht erwarten sollte, in Verbindung, plasmolysiert man langsam, in der Annahme, dann das Abreißen der Spinnfäden zu verhindern, so erreicht man das glatte Gegenteil, der Protoplast findet Zeit, sich abzurunden. Würde ich nur nach schnellem Fixieren die Ausstrahlungen des Zentralkörpers gesehen haben, so würde ich vielleicht auch über die Meinung Fischers zunächst nicht hinausgekommen sein; da ich aber auch bei vorsichtiger Lebendfärbung das gleiche Bild erhielt, in allen anderen Fällen, in denen die Fixage träge vor sich ging, glattkonturierte Zentralkörper fand, halte ich mich für berechtigt, die feinfaserige Oberfläche des Zentralkörpers für dessen normale Abgrenzung zu halten. In den Fig. 7, Taf. a, Fig. 3, Taf. b habe ich dieselbe zur Darstellung gebracht; die Figuren ähneln den Fischerschen wie ein Ei dem anderen, wobei zu bedenken und

von Bedeutung ist, daß seine Abbildungen sich beziehen auf *Oscillaria Froelichii*, die meinigen aber auf *Tolypothrix lanata*. Besonders instruktiv ist meine Fig. 8, Taf. a, welche die lebendgefärbten Endzellen eines Fadens darstellt. (Sie stammt, nebenbei gesagt, aus dem Jahre 1897.) Man sieht, daß in der Endzelle selbst die feine Ausfaserung des Zentralkörpers sich fast ringsum zeigt und nur die der Querwand zugewendete Seite weniger davon erkennen läßt, wie in Fig. 42 von Fischer. Der so geformte Zentralkörper liegt im Cytoplasma und wird von diesem vollkommen eingeschlossen. An eine Verbindung einer zentralen Masse mit einem protoplasmatischen Wandbeleg außerhalb des Chromatophors" ist nach meinen Befunden und nach meiner ganzen Vorstellung vom Bau der *Cyanophyceen*-Zelle nicht zu denken, für eine solche Verbindung ist in meiner Vorstellung überhaupt kein Raum. Nach der Fischerschen Auffassung müßte das ringförmige Chromatophor überall da durchlöchert sein, wo eine solche „Verbindung der Zentralmasse mit dem peripherischen Cytoplasma" vorhanden wäre. Meine Anschauung bezüglich der Chromatophoren weicht vollkommen von der Fischerschen ab, wie ich in dem betreffenden Abschnitte in extenso mitteilte. Hier muß ich nur so viel erwähnen, daß ich die feinen winzigen Körner, die man sonst für die Grana der „ringförmigen" Chromatophoren hielt, als Chromatophoren selbst anspreche, welche in dem peripheren Cytoplasma in bestimmter Anordnung, die ich vorn beschrieben, eingelagert sind. Sie sind also auch zwischen den Ausfaserungen des Zentralkörpers placiert.

Ich will an dieser Stelle noch einfügen, daß ich später, als ich die Einwirkung des Eau de Javelle auf die Membranen und die Scheide der *Tolypothrix*-Fäden studierte, in diesem Reagens auch ein vortreffliches Mittel entdeckte, den Zentralkörper in einer unveränderten charakteristischen Form sichtbar zu machen. Das Eau de Javelle scheint äußerst schnell in die Zelle einzudringen, es löst das Cytoplasma um den Zentralkörper herum allmählich fast vollständig, wogegen es letzteren wenigstens bis dahin nicht anzugreifen scheint, so daß es denselben bald vollständig freilegt. Man erhält äußerst zarte Präparate, an denen man durch eine vorsichtige

Methylennachfärbung dem Zentralkörper eine hellhimmelblaue Farbe verleihen kann. Die Zentralkörner liegen als stark lichtbrechende Kugeln oder Ringkörper in dem Zentrum oder innerhalb der peripheren Ausstrahlungen des Zentralkörpers, sowie es die Fig. 4a und b, Taf. a vergegenwärtigen. a sind optische Längsschnitte, b dagegen ein optischer Querschnitt durch *Tolypothrix*-Zellen.

Bringe ich den Zentralkörper durch geeignete Mittel zur Kontraktion und Einziehung seiner peripheren Ausstrahlungen, so erscheint dann natürlich das den Zentralkörper umgebende Cytoplasma, in welchem sich die winzigen Chromatophoren mehr oder minder gleichmäßig verteilen, als ein scheinbar grüngefärbtes ringförmiges Chromatophor.

Die von mir hier behauptete Gestalt des Zentralkörpers macht mit einem Schlage eine ganze Reihe von Erscheinungen begreiflich, erstens das von fast allen Beobachtern geltend gemachte häufige Vorkommen von Einschlüssen des Zentralkörpers im peripheren Plasma und zweitens umgekehrt die scheinbare Einlagerung oder enge Anlagerung mancher körniger Gebilde, welche dem Cytoplasma angehören, im Zentralkörper resp. an den Zentralkörper. Nach meiner Auffassung können Einschlüsse im Zentralkörper leicht periphere Lagerung in der Zelle aufweisen, sie brauchen dazu nur in einen der Randfortsätze des Zentralkörpers auszuwandern. Ich habe im Abschnitt über „Zentralkörner" gezeigt, daß in der Tat aus derselben Substanz, welche die meist die Mitte des Zentralkörpers einnehmenden Körner bei *Tolypothrix* formiert, auch außerordentlich häufig scheinbar im peripheren Cytoplasma placierte Körner bestehen. Ist die Einwanderung solcher Zentralkörner in die peripheren Arme des Zentralkörpers nur eine beginnende, so scheinen diese Körner dem Zentralkörper anzuliegen, wandern sie weiter nach außen vor, so liegen sie scheinbar im Chromatophor, wenn man demselben die Form eines dicken Cylinders zuschreibt.

Hegler scheint von den Ausstrahlungen des Zentralkörpers ebenfalls etwas bemerkt zu haben, wie aus der nachstehenden Textstelle zu vermuten ist, allein von seinem Standpunkt aus ist die

Postulation einer den Zentralkörper einschließenden Plasmatasche, welche durch farblose Plasmastränge mit dem peripheren Hyaloplasma in Verbindung steht (ähnlich wie bei *Spirogyra*) ein Irrtum und nur imstande, eine heillose Konfusion anzurichten, denn da nach ihm die Chromatophoren im Cytoplasma schwimmen, jene zwischen der Plasmatasche und dem Hyaloplasma ausgespannten Stränge farblos sein sollen, müßte man annehmen, daß Plasmastränge durch Cytoplasma hindurch als differente Bildungen verlaufen könnten; dafür haben wir aber keinen Präzendenzfall und außerdem ordnet sich diese Vorstellung denen nicht unter, welche wir vom Cytoplasma haben. Hegler sagt: „Dagegen konnte an *Oscillaria limosa* bei Betrachtung von der Querwand aus ein ziemlich breiter farbloser Plasmasaum zwischen Zentralkörper und der grüne Grana führenden Schicht festgestellt werden, der häufig buchtig oder zackig in diese Schicht vorsprang und in einigen Fällen durch äußerst feine farblose Plasmastränge mit dem peripheren Hyaloplasma in Verbindung stand. Auch bei *Glococapsa* konnte ich diese farbkörperfreien Plasmastränge beobachten, die im Zentrum zu einer Plasmatasche zusammenlaufen, in der dann der Zentralkörper in ähnlicher Weise wie der Kern bei *Spirogyra* aufgehängt erscheint."

Die farblosen Stränge, die er beobachtete, sind die Zentralkörperausstrahlungen, denn sie färben sich mit Methylenblau (lebend) hellblau, während das umgebende Chromatophorenführende Cytoplasma farblos bleibt.

Genau dieselbe Deutung hatte früher Wille den auch von ihm gesehenen Ausstrahlungen des Zentralkörpers gegeben, denn er sagt: „und in der Mitte der Zellen (von *Tolypothrix lanata*) konnte man einen an Protoplasmabändern aufgehängten Zellkern sehen". Wenn Wille diese Vorstellung aufrecht erhalten wollte, mußte er beweisen, was zwischen den Plasmabändern liege. Gewöhnlich durchsetzen diese doch die Vakuole, die hier aber fehlt; oder verlegt Wille zwischen die Bänder die Chromatophoren, dann müßten letztere die abenteuerlichsten Gestalten annehmen; auch wären doch dann die Chromatophoren in Cytoplasma eingebettet zu denken und es durch-

durchsetzten dann Plasmabänder Cytoplasma. Endlich konnte sich Wille die Chromatophoren hohlcylindrich vorstellen, dann hätte er sich dieselben notwendigerweise an vielen Stellen volikommen durchbohrt denken müssen, durchsetzt von Kanälen zur Aufnahme der Plasmabänder, wovon er nichts erwähnt. Uebrigens hätte ihm bei seiner Vorstellung die gleiche Färbbarkeit des Kernes und der Plasmatasche und Plasmabänder als höchst wunderbar und exzeptionell auffallen müssen. Von alle dem lesen wir jedoch nichts.

Die Zentralkörner von *Tolypothrix* hielt Wille für Nucleoli und sie sind sein Hauptargument für die Kernnatur des Zentralkörpers; aber wie unsicher ist alles, dieselben Körner, die Schmitz bei *Glococapsa* beobachtete, sollen keine Nucleoli sein, und schließlich resumiert er: „Was die Anwesenheit der Zellkerne bei den übrigen *Phycochromaceen* betrifft, so glaube ich, daß man diese nicht unbedingt annehmen darf; ich kann mir denken, daß die Arbeitsteilung und eine damit zusammenhängende Differenzierung des Protoplasmas erst bei den höher entwickelten Formen durchgeführt ist."

Neuerdings macht auch Massart eine Bemerkung über Zentralkörperausstrahlungen, ohne aber die notwendigen, gewichtigen und die Morphologie der Zelle aufklärenden Schlüsse zu ziehen; er sagt (p. 19): „dans celles (cellules) qui se disposent à plat, on voit le corps central, fortement coloré, envoyer de fins prolongements dans la couche pigmentée." Seine „couche pigmentée" identifiziert er nun abermals mit Chromatophor, welches den ganzen Raum außerhalb des Zentralkörpers ausfüllen soll; also auch hier ein durchsetztes resp. vielfach durchbohrtes Chromatophor, an das wohl niemand glauben kann. „Les deux substances (corps central et enveloppe pigmentée) se pénètrent réciproquement" sagt Massart an anderer Stelle, ohne über die Art dieser Durchdringung eine klare Vorstellung zu erlangen resp. zum Ausdruck zu bringen.

Verschiedene Beobachtungen veranlassen mich, der äußersten Schicht der Zentralkörpersubstanz eine größere Resistenz zuzuschreiben, als der von dieser Schicht eingeschlossenen Substanz. Ich finde mich hier in Uebereinstimmung mit Palla, der seine Versuche

mit Jodwasser in gleicher Weise interpretiert, indem er sagt: „Der Versuch mit Jodwasser lehrt zugleich, daß die Zentralkörper in ihrer Peripherie anders organisiert sein müssen als in ihrer zentralen Partie; wir haben es in dem peripheren Teile wohl mit einem analogen Gebilde zu tun wie etwa beim Zellkern mit der Kernmembran oder bei einer Vakuole mit dem Tonoplast. Außer dieser Differenzierung in eine äußere resistentere Schicht, welche, wie ich glauben möchte, mit der am lebenden Zentralkörper häufig zu beobachtenden Umgrenzungslinie identisch ist etc.“ Verhält es sich in der Tat so, so würde ich darin die Erklärung für eine Erscheinung erblicken, auf welche Fischer nebenbei hinweist und welche ich bestätigen kann.

Bei den Versuchen, die Chromatophoren (im Sinne Fischers, nicht in dem meinigen) durch Anwendung heißer Flußsäure zu isolieren, zeigt es sich, daß das übrigbleibende Chromatophor „eine fein radiäre Streifung oft in großer Schärfe aufweist. Ich halte diese radiär verlaufenden Faden für die peripheren Ausstrahlungen des Zentralkörpers, welche der zerstörenden Einwirkung der Flußsäure Widerstand geleistet haben, teils weil sie eben aus einer wenig leicht angreifbaren Substanz bestehen, wie das Innere des Zentralkörpers, teils weil auch das sie einhüllende Cytoplasma vielleicht einen gewissen Schutz ausgeübt hat. Durch die Flußsäure würde hiernach nur das Innere des Zentralkörpers herausgelöst, die Membran, welche an den Ausstrahlungen quantitativ prävaliert, ist stehen geblieben.

Sollte Hieronymus ehemals diese Verzweigung der Zentralkörperoberfläche gemeint haben, als er behauptete, daß einzelne von den den Zentralteil zusammensetzenden Fibrillen sogar bis zur Zellmembran vordringen und sich zwischen die Fibrillen der Rindenschicht einschieben können?

Die Angaben der meisten Forscher über die Gestalt des Zentralkörpers muß ich hiernach für nicht zutreffend erachten; außer Fischer hat, soviel ich habe ermitteln können, niemand die richtige Gestalt des Zentralkörpers vor mir gesehen; Fischer hielt aber, wie ich bereits betonte, dieselbe für Kunstprodukt, während ich gerade die Form, die mit Fischer sämtliche Forscher für die natür-

liche halten, für Kunstprodukt erklären muß. Ich kann nicht alle die verstreuten Einzelangaben widerlegen, ich will nur die Pallas herausgreifen, weil ich sie durchgehend kontrolliert habe; alle von Palla in Anwendung gebrachten Fixierungsmittel (2 % Ameisensäure, 2 % Essigsäure, konz. wässerige Pikrinsäurelösung, 1 % Chromsäure, Chromosmiumessigsäure, konzentrierte wässerige Sublimatlösung) deformieren den Zentralkörper. Nur mit absolutem Alkohol, mit konzentrierter alkoholischer Pikrinsäure- resp. Sublimatlösung gelang es mir, die Zentralkörper so rasch zu fixieren, daß die Ausstrahlungen erhalten blieben. Die Folge der mit dem Einziehen der letzteren und der Kontraktion verbundenen Verdichtung der Zentralkörpersubstanz scheint die von Palla immer gesehene Steigerung des Lichtbrechungsvermögens des Zentralkörpers zu sein. Daß aber Palla niemals die Morgensternform des Zentralkörpers beobachtete, geht sowohl aus seinen textlichen Beschreibungen desselben als aus den Figuren der beiden Tafeln hervor.

Die Magnesiasulfat-Methode Heglers.

Eine hervorragend scharfe Abgrenzung des Zentralkörpers soll nach Hegler mit etwas Chloroform versetzte gesättigte schwefelsaure Magnesialösung bewirken. Der Zentralkörper stellt alsdann einen äußerst scharf begrenzten, aber völlig homogenen Körper dar. Die Zentralkörner müßten sich demnach vollständig lösen.

Bei wiederholter Untersuchung von *Tolypothrix*-Zellen habe ich nun folgendes konstatieren können: Die Zentralkörner lösen sich allerdings unter starker Quellung, wie es scheint, vollständig auf, und in der Tat tritt der Zentralkörper als homogener, körnchenfreier Körper hervor, der sich scharf von der grünen Umgebung abhebt. Allein er wird durch die Einwirkung des Reagens total deformiert und von seiner ursprünglichen Form ist nichts mehr zu erkennen. Zur Untersuchung der letzteren eignet sich also diese Methode ganz und gar nicht. Wie nicht anders zu erwarten war, ist die Kontraktion der Protoplasten in so konzentrierter Salzlösung eine so enorme, daß die wunderbarsten Verzerrungen und Verschiebungen Platz greifen und jeden Schluß auf die natürliche Anordnung und

Ausformung der Protoplastenorgane und Inhaltsstoffe verbietet. Alle auf mit diesem Reagens behandeltes Material bezüglichen Mitteilungen Heglers sind daher unbrauchbar. Ebensowenig tauglich fand ich die von Hegler empfohlene konzentrierte flüssige Karbolsäure: sie hellt allerdings die dicken Fäden auf, aber die verschiedenen Inhaltsstoffe und Organe der Zelle werden total deformiert und zerstört, so daß man zwar „in der matt ölig glänzenden Grundmasse des Zentralkörpers körnige Gebilde von scheinbar höherem Lichtbrechungsvermögen" sieht, was sie aber darstellen, ist keinesfalls festzustellen.

Den kontrahierten Zentralkörper zu sehen, ist nicht schwer, dafür gibt es eine lange Reihe von sicheren, niemals versagenden Verfahren, ihn in unveränderter Gestalt beobachten zu können, ist schwieriger, aber, wie ich weiter vorn dargelegt habe, mittels Vitalfärbung mit Methylenblau oder durch Tinktion mit demselben Farbstoff nach rascher Alkoholfixage etc. zu erreichen. Jedenfalls, darüber kann kein Zweifel mehr obwalten, ist der Zentralkörper substantiell vom umgebenden Plasma abgegrenzt wie jeder Zellkern, und es ist vollkommen verfehlt, wenn Nadson dem Zentralkörper eine gewisse Unbeständigkeit und keine scharfe Abgrenzung vom umgebenden Plasma zuschreibt, indem er sagt: „Der Zentralkörper ist kein selbständiges, vollständig abgesondertes Organ des Protoplastes, sondern bietet nur einen zentralen Lokalisationspunkt einiger Stoffe im Protoplast dar. Der Zentralkörper ist eigentlich nichts anders als der Gesamtteil der mittleren Waben des Protoplastes, welche sich von den äußeren nur dadurch unterscheiden, daß sie einen besonderen, stark färbbaren Stoff enthalten, welchen der Verfasser vorläufig Füllsubstanz zu nennen vorschlagen würde — und daß ausschließlich oder hauptsächlich in ihrer Region die sogenannten Chromatinkörner konzentriert sind."

Die mangelhaften Kenntnisse über die Chromatophoren einerseits, über die wahre Gestalt des Zentralkörpers andererseits mußten die Grenze zwischen Zentralkörper und Cytoplasma verwischen, daher tappte man über den Ort der Ablagerung der einzelnen Granulationen andauernd im Dunkeln und verlegte in den Zentralkörper,

was zwischen seinen Ausstrahlungen im Cytoplasma lag und in das irrtümlicherweisse hohlcylindrisch gedachte Chromatophor, was in die Ausstrahlungen des Zentralkörpers eingelagert war. Jetzt ist es unbestreitbar festgelegt, denn ich kann es jedem, der es sehen will, zeigen, daß der Zentralkörper ein Organ sui generis ist, das sich scharf abgrenzt gegen das umgebende Cytoplasma, ein Organ, welches fast stets die Mitte der Zelle einnimmt, genau wie der große Kern der meisten Meristemzellen. (Man vergleiche das Volumen des Kernes mit dem des dazu gehörigen Cytoplasmas in den Pollenmutterzellen, z. B. von *Lilium Martagon*, in den Sporenmutterzellen etwa von *Psilotum triquetrum* etc., in der Mutterzelle eines Wurzelhaares von *Trianea bogotensis*, in den Zellen aus dem Scheitelmeristem aller möglichen Pflanzen, endlich in den jungen Zellen in *Chara*, und man wird das gegenseitige Verhältnis nicht wesentlich anders finden als in den meisten *Cyanophyceen*-Zellen). Und mit diesem Meristemzellenkern hat der Zentralkörper in der Tat eine weitgehende Aehnlichkeit: sein Volumen ist groß wie in jenen Zellen, so daß dem Cytoplasma nur ein beschränkter Raum übrig bleibt, seine Grundform (abgesehen von den Ausstrahlungen) paßt sich stets wie dort, der Zelle an, er ist flach scheibenförmig in kurz cylindrischen Zellen, er rundet sich zur Kugel ab in der fast kugligen Endzelle, er wird cylindrisch in der länger gestreckten Fadenzelle. Diese Aehnlichkeit hat schließlich nichts Wunderbares, sind doch die meisten Fadenzellen zeitlebens teilungsfähig und teilungsbereit.

Fischer möchte aus der starken Volumenvergrößerung des Zentralkörpers in der Zelle dickfädiger *Cyanophyceen* und daraus, daß bei der oft mächtigen Vergrößerung der Zellen zur Spore der Zentralkörper in demselben Maße zunimmt, einen Wahrscheinlichkeitsbeweis gegen die Kernnatur des Zentralkörpers herauskonstruieren. Die Argumentation ist unrichtig, schon weil die Maße unrichtig sind, welche Fischer zu Grunde legt, denn er bezieht sich auf die Fig. 36, 41, 47; Schnitte, welche derartig schaumig-vakuolige Zentralkörper enthalten, können nicht derartigen Berechnungen zu Grunde gelegt werden, ich habe niemals solchen Schaum (!) im Zentralkörper gesehen. Die Zellen sind malträtiert. Warum hat Fischer nicht

eine lebendgefärbte Zelle seinen Berechnungen zu Grunde gelegt? Die Volumenverhältnisse sind außerdem bei der komplizierten Gestalt des Zentralkörpers und demgemäß auch des ihn umgebenden Cytoplasmas (F.s. Rindenschicht oder Chromatophor) gar nicht so leicht zu berechnen, wie F. glaubt. Ganz verfehlt sind Fischers Vergleiche zwischen Volumen des Zentralkörpers und Zellvolumen welche er ebenfalls zu Ungunsten der Kernnatur des Zentralkörpers auslegen zu müssen glaubt. Wie Hegler bereits ganz richtig hervorhebt, kommt es nicht auf die Relation der Volumina von Kern und Zelle, sondern von Kern und Cytoplasma an. Es wird fraglich sein, ob nicht viele *Cyanophyceen*-Zellen in dieser Beziehung ein besseres Verhältnis zwischen beiden besitzen als die Spirogyrenzellen mit dem äußerst dünnen Plasmabelag, dem relativ großen Kern und der Riesenzellsaftvakuole! Es ist nicht nötig, weiter auf die Einwände Fischers einzugehen, die Tatsache, daß der Zentralkörper doch einfach der Kern ist, die durch meine Untersuchungen nun endgültig gesichert ist, zeigt eben, wie wenig zwingend jene Einwände Fischers waren.

Der Sporenkern ist auffallend groß, das läßt sich nicht leugnen, allein, als ich sah, mit welcher Schnelligkeit sich aus der Spore oft ein vielzelliger Algenfaden herausbildet, hat für mich diese Tatsache alles Rätselhafte verloren. Alle Zellen des jungen Fadens müssen in relativ kurzer Zeit mit den Abkömmlingen des Sporenkernes ausgestattet werden. Wäre der Sporenkern klein, so könnten die zahlreichen Tochter- und Enkel- etc. Zellen nur winzige Kerne erhalten oder es müßten, damit jeder Kern vor der weiteren Teilung erst wieder eine hinreichende Volumenzunahme erfahren könnte, die Teilungen in viel größeren Zwischenpausen erfolgen, als es tatsächlich geschieht. Da nun einmal der Zentralkörper der *Cyanophyceen*-Zelle sich durch stattliche Größe auszeichnet, so muß der Kern der Spore eben ein dementsprechend abnormes Volumen aufweisen, damit seine Substanz zur Ausstattung der rasch entstehenden Nachkommen der Sporenzelle ausreicht. Die Teilungen erfolgen zu flott, als daß der Kern jeder Tochterzelle selbst erst wieder lange Zeit beanspruchen dürfte, um zur Größe des Mutterkernes heranwachsen zu können. Aus der auffallenden Größe der gewöhnlichen *Cyanophyceen*-Zelle folgt auch die auffallende Größe des Kernes der Spore.

Leider war es mir noch nicht möglich, passendes Material zur Untersuchung der Kernverhältnisse bei den *Chamaesiphonaceen* zu erhalten, obgleich gerade von diesen Cyanophyceenformen in vieler Beziehung wichtige Aufschlüsse erwartet werden dürfen. Bei denjenigen Vertretern dieser interessanten Familie, bei welchen das einzellige Individuum durch aufeinanderfolgende Teilungen des Zellinhalts die Konidien produziert, wird der Prozeß voraussichtlich analog dem Auswachsen eines Fadens aus der Spore von *Rivularia* beispielsweise verlaufen und von successiven Zweiteilungen des Zentralkörpers begleitet sein. Von prinzipieller Wichtigkeit wäre es, zu untersuchen, wie der Zentralkörper sich bei solchen Repräsentanten dieser Familie verhält, bei welchen die Konidien durch succedane basipetale Abschnürungen am Scheitel des Konidangiums (*Chamaesiphon, Godlewskia*) oder auch durch Querteilung des ganzen, dabei gleichzeitig in Konidien auseinanderfallenden Konidangiums wie bei *Clastidium* entstehen.

Aus den Angaben, welche Massart in dieser Beziehung über *Chamaesiphon confervicola* macht (p. 23), läßt sich über das Verhalten des Zentralkörpers bei der Konidienbildung leider etwas Sicheres nicht entnehmen. Ich behalte mir vor, dieses Problem an geeignetem Materiale demnächst in Angriff zu nehmen.

Wenn sich Fischer (p. 72) zu dem Diktum hinreißen ließ: „morphologisch entbehrt also der Zentralkörper aller Eigenschaften eines selbständigen Zellorgans und mit echten Kernen hat er nichts gemein," so muß ich ihm entgegnen, „daß ich in morphologischer Beziehung nichts habe am Zentralkörper entdecken können, daß die Möglichkeit, ihn für einen echten Kern zu halten, ausschlösse. Ich werde weiter beweisen, daß der Zentralkörper wirklich ein normaler Kern ist.

Nicht nur im ruhenden Zustand ist der Zentralkörper abgegrenzt gegen seine cytoplasmatische Umgebung, sondern er bleibt es sogar, was bei den Zellkernen höherer Organismen selten der Fall ist, während der verschiedenen Phasen seiner karyokinetischen Teilung, worauf ich im Abschnitt über letztere genauer eingehen werde, weshalb ich auf diesen Ort verweise. Hier sei nur erwähnt,

daß ich bei gelungener Tinktion während des ganzen Teilungsvorganges vom Beginn der Einschnürung des Zentralkörpers bis zu dem Augenblick, in dem nur noch ein fadenförmiger Isthmus die beiden entstehenden Tochterkerne verbindet, den Zentralkörper deutlich sich abheben sah von der weniger gefärbten Umgebung. Wenn Nadson und anderen dies nicht gelang, so lag die Schuld daran einzig und allein an der mangelhaften Differenzierung ihrer Präparate.

In der vollkommen intakten Zelle kann man den Zentralkörper nur dann mitunter sehen, wenn man genau weiß, wie er aussieht; das erklärt sich aus seiner fein zerfaserten Oberfläche, und ich nehme es Fischer nicht übel, wenn er sagt: „Sehr verschiedenartig sieht schon an dem lebenden Materiale der farblose, zentrale Teil aus“ etc., oder „merkwürdigerweise lassen nun aber die dicksten Oscillarien, *Oscillaria Frœhlichii* und *Osc. princeps,* „lebend nur wenig vom Zentralkörper erkennen“ oder „noch weniger sieht man bei lebender *Osc. princeps.* Selbst Bütschli vermochte hier den Zentralkörper schwer oder kaum deutlich zu unterscheiden“. Auch Deinega und Schmitz ist es nicht besser ergangen. Wenn aber Fischer (p. 68) nach Vornahme von Tinktionen und mikrochemischen Reaktionen schließlich am Ende in seinem „Versuch einer neuen Deutung“ noch Nadson sich anschließt, ja sogar noch weiter als dieser geht, indem er sagt: „Ich füge hinzu, die Grundmasse des Zentralkörpers ist weiter nichts, als der vom Chromatophor umschlossene Teil des Protoplasten und dient zur Aufspeicherung der Assimilationsprodukte und Reservestoffe. Ein selbständiges Organ der *Cyanophyceen*-Zelle ist demnach der Zentralkörper nicht,“ so wird sich Fischer wohl in Zukunft durch weitere Beschäftigung mit der *Cyanophyceen*-Zelle von seiner in dieser Richtung auf mangelhafter Beobachtung beruhenden irrigen Auffassung überzeugen müssen. Aus meiner Abhandlung wird er der Wege sehr zahlreiche kennen lernen, welche eingeschlagen werden können, um durch vitale oder postmortale Tinktion den Zentralkörper in jeder Zelle sichtbar zu machen.

Fischer ist ja freilich noch in dem Irrtum befangen, die "grüne Rinde" sei als echtes Chromatophor, also als ein selbständiges Organ nachgewiesen: da ein protoplasmatischer Wandbeleg sicher angenommen werden müsse, so folgert er dann weiter, stelle der Zentralkörper den ganzen Inhalt innerhalb der Chromatophoren dar. Also Cytoplasma, ganz gewöhnliches Cytoplasma ist nach ihm der Zentralkörper. Ich verzichte darauf, hier die totale Unhaltbarkeit der „neuen Fischerschen Deutung" auseinanderzusetzen: ich habe nur immer und immer wieder den himmelweiten Unterschied zwischen der „Zentralkörpersubstanz" und dem „Cytoplasma" konstatieren können.

Ich verstehe den Stoßseufzer Fischers vollständig, wenn er sagt: „Das Ungewöhnliche liegt nicht darin, daß diese Grundmasse sich so gut färbt (!), das hat sie mit verschiedenen Protoplasmakörpern gemein, sondern darin, daß sich das Chromatophor so wenig färbt." Das Chromatophor kann sich eben weder mit Hämatoxylin noch mit Gentianaviolett, Jodgrün, Ammoniak, Fuchsin, Säurefuchsin etc. färben, weil es kein Chromatophor, sondern Cytoplasma ist! Mit den genannten Farbstoffen kann man zum Teil die wirklichen Chromatophoren, wenn man Alkoholbehandlung vermeidet, in der Tat vorzüglich färben, sie treten dann als winzige, scharf abgesonderte Körner in dem ungefärbten Cytoplasma deutlich hervor.

Die Bestrebungen von Zacharias und Bütschli, ihre Verdauungsversuche zum Beweis der substantiellen Absonderung des Zentralkörpers vom umgebenden Cytoplasma (Rindenschicht) zu benutzen, haben sich als verfehlt herausgestellt. Fischer (p. 20 etc.) konnte bereits eruieren, daß die Verdauungsflüssigkeit nicht eine Verdauung der sogenannten Rindenschicht, sondern eine „enzymatische Kontraktion" des ganzen Zellinhalts hervorruft. Der Hohlraum, aus dem scheinbar das Cytoplasma herausgelöst wurde, ist der Zwischenraum zwischen der Membran und dem kontrahierten Protoplasten. Parallelversuche mit *Spirogyra* ließen über die Richtigkeit der Fischerschen Beobachtungen und Definitionen derselben keinen Zweifel. Die Verdauungsflüssigkeit löst aus allen Teilen des Zellinhalts Stoffe heraus und das übrig bleibende, immer noch substanzreiche Gerippe sinkt

gleichsam in sich zusammen, schrumpft. Ich habe mich von der Stichhaltigkeit der Auffassung Fischers durch erneute Verdauungsversuche mit *Tolypothrix*-Fäden überzeugt und im Anschluß daran genau denselben Vorgang mit einem anderen Mittel, mit Eau de Javelle, und zwar in noch viel klarerer, aber ganz analoger Weise hervorgerufen. Hier verläuft der ganze Prozeß viel schneller und kann kontinuierlich unter dem Mikroskop verfolgt werden.

Eau de Javelle und ganz verdünnte wässerige Methylenblaulösung läßt man unter dem Deckglas zufließen. Die Protoplasten sinken genau wie bei den Verdauungsversuchen in sich zusammen, denn das Eau de Javelle löst Cytoplasma etc. Die sich nach und nach dunkel färbenden Protoplasten mit allen ihren Zellbestandteilen liegen schließlich rund herum frei; hier kommt nun noch hinzu, daß die Javellesche Lauge allmählich auch die sämtlichen, zuvor blauschwarz tingierten Membranen außer der farblosen bis hellblauen Scheide fast vollständig löst, so daß dann die geschrumpften Protoplasten vollkommen isoliert in der Scheide liegen. Ein geringer Druck aufs Deckglas genügt, die Protoplasten aus ihrer Lage zu bringen, und mit Leichtigkeit gelingt es, viele von ihnen auf die Querwandseiten zu legen, wonach man sich bei niedrigen Zellen besonders scharf über die Lagerung und gegenseitige Abgrenzung der Inhaltsbestandteile zu orientieren vermag. (Fig. 15 Taf. d.)

In allen Zellen der *Cyanophyceen,* mit wenigen sogleich anzuführenden Ausnahmen, ist ein Zentralkörper in der Einzahl vorhanden.

Als erste Ausnahme sind zunächst die Zellen zu nennen, in denen infolge von Desorganisationserscheinungen der Zentralkörper ganz oder fast ganz verschwunden ist, nachweislich aber stets in denselben vorhanden war, die Heterocysten und die Konkavzellen; beide entstehen, wie ich in den diesen Zellen gewidmeten Abschnitten XI u. XII näher auseinandergesetzt habe, aus gewöhnlichen vegetativen Zellen. In den Konkavzellen verschwindet bei der rapiden Umwandlung des gesamten Zellinhalts der Zentralkörper in kurzer Zeit, langsamer dagegen vollzieht sich der Zerfall dieses Organs in den Heterocysten; demgemäß versagen in jenen Zellen sehr bald

alle Methoden zum Nachweis des Zentralkörpers, in diesen dagegen gelingt es nicht nur noch lange, denselben aufzufinden, sondern ihn auch wegen des Fehlens störender Granulationen besonders deutlich zu sehen (siehe Fig. 20 Taf. i).

Die zweite Ausnahme von der Regel repräsentieren die Fadenendzellen vieler *Rivulariaceen*. In diesen durch starkes Längenwachstum ausgezeichneten Zellen vollzieht sich meist Kernteilung ohne Zellteilung, eine sogenannte freie Kernteilung, wie wir sie z. B. in Embryosäcken etc. antreffen. Die Ungleichheit der Kerne in den Fadenendzellen der *Rivulariaceen*, welche sich nach Palla geltend machen soll, dürfte darauf zurückzuführen sein, daß neben ruhenden Kernen auch solche in Teilungsstadien und Tochterkerne vorhanden sind, wodurch Kerne „in höchst ungleicher Ausbildung" (Palla) entstehen. Ich werde dieser Frage, zu deren endgültiger Beantwortung mir die Zeit vorläufig mangelte, demnächst näher treten.

Die dritte Ausnahme von der Regel bilden die überaus seltenen, aber von mir bisweilen gefundenen Heterocysten mit zwei Kernen, von denen die in Fig. 20 Taf. a eine veranschaulicht. Mitunter verlängert sich einmal eine Heterocyste in abnormer Weise, ohne sich zu teilen; dann teilt sich nur der Kern. Ich habe dieses Vorkommnis bisher nur bei *Tolypothrix* beobachten können.

Alle übrigen Zellen der *Cyanophyceen* schließen nur einen Kern ein.

Scott (91) war meines Wissens der Erste, welcher eine der indirekten Teilung der Kerne analoge Teilung am Zentralkörper von *Oscillaria* und *Tolypothrix* gesehen haben wollte, nach ihm berührte 1893 Nadson flüchtig diesen Gegenstand, 1895 suchte Hegler Kernteilungsfiguren an Präparaten zu demonstrieren, 1898 machte Bütschli einige diese wichtige Angelegenheit betreffende Mitteilungen, welche er 1902 wesentlich erweiterte.

Die Scottschen Ergebnisse entziehen sich der Kontrolle, da die angewandten Methoden ungenau angegeben sind; so wie sie Scott mitteilt, lieferten mir die letzteren bei vorgenommener Prüfung keine brauchbaren Resultate, was ich nach meinen Erfahrungen voraussah. Nicht ausgeschlossen ist es, daß Scott in seinen „runden

Körpern von faseriger Struktur, vergleichbar dem Knäuelstadium gewöhnlicher Kerne", wirklich einen Kernfadenknäuel vor sich gehabt hat, allein seine übrigen Angaben „Anzeichen einer farblosen Streifung, die den Gedanken an achromatische Fasern nahe legten", sind sehr unsicher und, wie es sich herausstellte, zum Teil unrichtige Interpretationen der ihm vorliegenden Bilder. Bevor Scott die in der Tat vorhandenen achromatischen Fasern bemerken konnte, hätte er die viel leichter zu beobachtenden und bedeutend schärfer hervortretenden Chromosomen deutlich sehen müssen, was nicht der Fall gewesen sein dürfte. Deinega (21) konnte die Scottschen „Teilungsstadien" zum Teil als Kunstprodukte, entstanden durch die Chloralhydratquellung der Cyanophycinkörner, entlarven. Als Artefakte konnten sie leicht schon daran erkannt werden, daß sie am falschen Platze vorkamen, es befand sich zwischen ihnen stets eine „alte" Zellwand.

Die von Nadson 1893 gemachten Mitteilungen über mitotische Teilungsphänomen bei einigen *Cyanophyceen* beruhen auf falscher Beobachtung. Obgleich Nadson in Bezug auf den Zentralkörper dieselbe Meinung zum Ausdruck bringt, welche später bei Fischer wiederkehrt, indem er sagt:

(p. [70] 3). „Der mittlere pigmentlose Teil des Protoplastes, der „Zentralkörper" (Bütschli) ist kein selbständiges, vollständig abgesondertes Organ (Organ sui generis) des Protoplastes, sondern bietet nur einen zentralen Lokalisationspunkt einiger Stoffe im Protoplaste dar", so gerät er durch seine, weiteren Auslassungen mit dieser Auffassung in vollkommenen Widerspruch, denn er fährt fort [70 bis 71]: „Der Zentralkörper der *Cyanophyceen* und der Zellkern anderer Organismen sind Bildungen, welche einander entsprechen und vertreten." — „In der Reihe der *Cyanophyceen* zeigt der Protoplast verschiedene Differenzierungsstufen in Protoplasma und Zentralkörper; letzterer entspricht dem Zellkerne anderer Organismen, unterscheidet sich aber von diesem hauptsächlich durch Unbeständigkeit seiner morphologischen Merkmale."

Während Nadson zuerst dem Zentralkörper die Selbständigkeit vollständig abspricht, erklärt er eine halbe Seite später den Zentralkörper der *Cyanophyceen* und den Zellkern anderer Organismen für

Bildungen, welche sich entsprechen und vertreten. Weiter unten, wo er die Teilung des Zentralkörpers behandelt, resumiert er: „Bei der Zellteilung halbiert sich der ganze Protoplast durch Einschnürung in der Mitte. Dabei schnürt sich auch der Zentralkörper ein und zerfällt in zwei neue. Stellt man den Zentralkörper dem Zentralkerne zur Seite, so müßte man seine Teilung für eine der direkten oder amitotischen Kernteilung entsprechende halten. So verhält es sich in den meisten Fällen. Bei einigen Organismen dagegen, wie z. B. bei *Merismopedia* und besonders bei *Aphanocapsa,* unterliegt der Zentralkörper während des Teilungsprozesses nicht selten solchen Metamorphosen, welche man als erste Uebergangsstufe von der direkten zu der indirekten oder karyokinetischen Teilung anerkennen muß. Der Verfasser hat ebenfalls Fälle der „asymmetrischen" Teilung des Zentralkörpers, d. h. auf ungleiche Teile, beobachtet". In den Fig. 15—20 und 21—27 seiner Tafel bildet Nadson die in Rede stehenden „Metamorphosen des Zentralkörpers" und zwar von *Merismopedia elegans* A. Br. einerseits und von *Aphanocapsa Grevillei* Rabenh. andererseits ab. Da sieht man nun, daß die sogenannten karyokinetischen Figuren gebildet werden von kugeligen Granulationen, welche mit Hämatoxylin gefärbt werden. Diese Granulationen sind nun nichts anderes und können nichts anderes sein, als meine Zentralkörner; diese Zentralkörner ordnen sich aber, wie ich später ausführlich darzulegen Gelegenheit habe, niemals zu Figuren an, welche man mit karyokinetischen verwechseln könnte, auch nicht, wovon ich mich überzeugen konnte, bei *Merismopedia* oder *Aphanocapsa.* Was durch Umlagerung und Formänderung die mitotischen Teilungsfiguren erzeugt, sind hier bei den *Cyanophyceen* wie immer die Chromosomen. Von diesen aber kann Nadson nichts gesehen haben, sonst hätte er etwas davon abgebildet. Eine entfernte Aehnlichkeit der von Nadson abgebildeten Konfigurationen mit Kernteilungsfiguren kann ich übrigens höchstens bei drei von den dreizehn Figuren finden, doch auch hier ist die Täuschung evident.

Von den Bütschlischen Versuchen, mitotische Teilungsphänomene der *Cyanophyceen*-Zelle sichtbar zu machen, sind meines Erach-

tens nur die in seiner 1902 erschienenen Abhandlung mitgeteilten von einigem Erfolg begleitet gewesen. Seine 1898 veröffentlichten Photogramme bewertet Bütschli in dieser Richtung selbst ganz richtig, indem er sagt: „Wenn man die Kleinheit der untersuchten Zellen berücksichtigt — die der Fig. 2 besitzt eine Länge von 7,6 μ — so wird man nicht erwarten dürfen, von etwaigen karyokinetischen Vorgängen bei der Kern- oder Zentralkörperteilung allzuviel zu sehen, selbst wenn diese mehr nach Art der typischen Karyokinese verliefe, als es der Fall zu sein scheint.“ Da der bei weitem wertvolleren Publikation 1902 aber die Heglersche posthume vorausging, will ich auch die letztere hier zuerst diskutieren.

Die bekannten Heglerschen Bestrebungen, die Kernnatur des Zentralkörpers zu beweisen, gipfeln in den Beobachtungen eines mitotischen Teilungsvorganges an diesen Gebilden. Das Endresultat Heglers ist durch folgende Sätze von ihm zum Ausdruck gebracht: „Die Veränderungen und Umlagerungen der chromatischen Substanz bei der Teilung der Zellen gehen (also) in völlig selbständiger Weise vor sich und dem eigentlichen Zellteilungsprozeß zeitlich voraus. Dabei stimmen die polare Auseinanderbewegung der chromatischen Substanz und die Ausgliederung einer chromatischen Figur bei den Spaltalgen soweit mit dem mitotischen Teilungsprozeß des gewöhnlichen pflanzlichen und tierischen Zellkernes überein, daß an der Kernnatur des seither als „Zentralkörper“ bezeichneten Gebildes trotz dem Fehlen von Kernmembran und Nukleolen kein Zweifel sein kann“ (p. 353).

Wie Hegler ganz richtig bemerkt, wäre mit diesem Resultat die Kernfrage bei den Spaltpflanzen im Prinzip im positivem Sinne entschieden.

Diese Entscheidung wäre nun von so einschneidender Bedeutung und fundamentalen Wichtigkeit im Hinblick auf eine ganze Reihe von Fragen, daß man berechtigt und verpflichtet ist, zu untersuchen, ob den Heglerschen Untersuchungen und Mitteilungen darüber der erforderliche Grad von Sicherheit und Beweiskraft zukommt.

Ich habe die der botanischen Sektion der Naturforscherversammlung in Lübeck im Jahre 1895 vorgelegten Präparate Heglers gesehen, ohne mich seiner Zeit von der Existenz mitotischer Teilungsvorgänge überzeugen zu können. Wie mir erging es den meisten übrigen dort anwesenden Botanikern. Die der jetzt vorliegenden Abhandlung Heglers beigegebenen Photogramme waren nicht geeignet, meinen skeptischen Standpunkt zu verändern.

Auch Bütschli äußert sich in ähnlichem Sinne: „Wie schon gesagt, wird niemand behaupten können, daß die von Hegler veröffentlichten Mikrophotographien den karyokinetischen Teilungsprozeß des Zentralkörpers irgendwie zu beweisen imstande sind. Selbst die genauere Betrachtung derselben mit der Lupe bei intensiver Beleuchtung läßt nichts Bestimmtes von den geschilderten Chromosomen etc. erkennen."

Ebenso spricht Massart den Heglerschen Figuren jede Beweiskraft ab: „Ce travail est accompagné de photographies peu démonstratives: la caryocinèse ne s'y voit pas. Quant aux multiples petites plastides, je n'ai jamais rien aperçu qui peût leur être comparé)".

Nur im Texte Heglers ist die Darstellung der betreffenden Vorgänge so klar und sicher, daß man an deren Vorhandensein und richtiger Deutung zu zweifeln kaum Veranlassung haben konnte, um so weniger als Hegler selbst den Grund für die früheren Mißerfolge in dieser Richtung anführt, in dem Nichtgebrauch der erforderlichen Fixierungs- und Tinktionsmethoden. Es werden die allein zum Ziele führenden Verfahren genau mitgeteilt, so blieb denn nichts übrig, als unter genauester Befolgung aller gegebenen Vorschriften die Bearbeitung der schwebenden Frage nochmals vorzunehmen. Ich habe dies getan, und, wie ich wohl sagen darf, mit vorzüglichem Erfolge.

Zuerst bediente ich mich der Methode II Heglers, mit Schwefligersäure-Fixierungsflüssigkeit[1]) behandeltes Material von

1) Die beiden Fixierungslösungen Heglers haben folgende Zusammensetzung:

I. 7cc gesättigte wässrige Schwefligäurelösung
93cc 94% Alkohol
(nach 12—14 Stunden Auswaschen mit Alkohol).

II. 5cc Formalin (40%)
95cc 94% Alkohol.

Tolypothrix wurde mehrere Stunden in 1 ½ % Eisenammoniakalaunlösung eingelegt, sodann ohne Abspülung auf 24—72 Stunden in die Hämatoxylin-Formol-Lösung gebracht. Dann wurde in Wasser gewaschen, kurz mit 1 ‰ Alkoholsalzsäure behandelt und mit 0,5 % Eisenammoniakalaunlösung differenziert. Nach dem Auswaschen in fließendem Wasser wurden die Objekte durch Alkohollösungen steigender Konzentration und endlich durch Nelkenöl geführt, um alsdann in Kanadabalsam eingebettet zu werden. Anfangs erwiesen sich die Fäden stets überfärbt, später habe ich länger differenziert und erhielt alsdann sehr brauchbare Präparate.

Weiter habe ich Heglers Methode I in Anwendung gebracht; sie ist insofern äußerst zeitraubend, als die Hämatoxylinlösung wochenlang am Lichte reifen muß. Fixierung mit SO_2-Alkohol oder Formalinalkohol. Die Zusammensetzung der Farblösung habe ich genau nach Heglers Angaben [1]) getroffen.

Auch bei diesem Verfahren erhielt ich vorzügliche Resultate.

Bisher hat man niemals den Versuch mit Erfolg gemacht, die Kernteilungsfiguren mit Safranin, welches ja sonst ein Tinktionsmittel par excellence für die Kerne ist, zu färben. Ich schlug daher die beiden Wege ein, auf denen man in der Zoologie zu so ausgezeichneten Erfolgen in dieser Richtung gelangt ist, nämlich I. Chrom-Ameisensäure-Hämatoxylin-Safranin und II. Platinchlorid-Hämatoxylin-Safranin.

I. Fixierungsflüssigkeit:

200 g ⅓ % Chromsäure + 4—5 Tropfen konzentrierter Ameisensäure (immer frisch zu verwenden!). Dauer der

1) 75 g Ammoniakalaun + 750 ccm Wasser + 125 ccm Glyzerin + 100 Alkohol + 25 ccm gesättigter alkoholischer Hämatoxylinlösung. Diese Lösung lässt man mehrere Wochen reifen und verwendet von ihr 10 ccm, die man mit 100—200 ccm wäßriger 1 % Formalinlösung vermischt. Nach 24stündigem Verweilen in dieser Lösung werden die Fäden sorgfältig mit Wasser gewaschen, die stark überfärbten Präparate alsdann mit alkoholischer Pikrinsäurelösung (1 Vol. gesättigt. alkohol. Pikrinsäurelösung + 1 Vol. Wasser + 2 Vol. 94 % Alkohol) differenziert, etwa einige Sekunden bis Minuten, unter mikroskopischer Kontrolle nach Abspülen mit 75 % Alkohol. Bei zu starker Entfärbung kann mit Ammoniumkarbonatlösung (1 ‰ in 30 % Alkohol) korrigiert werden; oder man differenziert mit 1 ‰ Salzsäurelösung in 60 % Alkohol, und überträgt dann wie gewöhnlich nach 1stündigem Waschen in Canadabalsam.

Fixage 12—24 h. Die fixierten Fäden werden in 60—70 % Alkohol gewaschen, 24 h und länger in absoluten Alkohol gelegt, alsdann mit schwacher Delafieldscher Hämatoxylinlösung behandelt, mit Wasser gut gewaschen, in schwach angesäuerten Alkohol und von da in alkoholische Safraninlösung übergeführt und in gewohnter Weise allmählich in Kanadabalsam eingeschlossen.

Die Färbungen sind recht deutlich, die Chromosomen etwas gequollen; im allgemeinen aber hat der Erfolg keinen wesentlichen Vorzug vor der Eisenammoniakalaun-Hämatoxylin- oder der Ammoniakalaun-Hämatoxylin-Methode.

II. Fixierungsflüssigkeit. 1/3 % wässerige Platinchloridlösung. In dieser verbleiben die Algenfäden ca. 24 h. Hierauf Auswaschen mit 60—70 % Alkohol, Einlegen in absoluten Alkohol 24 h und weitere Behandlung mit Delafield (schwach) und Safranin wie oben, Einbettung nach Alkohol-Xylolbehandlung in Kanadabalsam. Die Chromosomen treten sehr scharf hervor, sind etwas geschrumpft. Längsspaltung der Chromosomen in keinem Falle konstatiert, so daß ich deren Vorhandensein mit positiver Sicherheit in Abrede stellen darf. Die Scheide färbt sich schon während der Platinchloridfixage grauviolett, was die Beobachtung mitunter ein wenig stören kann; trotzdem sieht man die Spindelfasern während des Stadiums 3—4 des Schema oft ausnehmend deutlich.

Im Anschluß an die eben beschriebene Methode habe ich auch die nahe verwandte von Löwit versucht. Nach der Platinchloridfixage färbt man mit alkoholischer Safraninlösung, wäscht mit Alkohol, differenziert mit 3—5 ccm 1 % alkoholischer Pikrinsäurelösung + 1—2 Tropfen offizineller Jodtinktur 10—20 Sekunden und bettet in gewöhnlicher Weise in Kanadabalsam ein. Die Chromosomen erscheinen intensiv rot.

Es war nunmehr mein Bestreben, nach anderen Tinktionsmethoden zu suchen, welche schneller zum Ziele führen und dem Einwand begegnen, als könne es sich in den für karyokinetische

Figuren gedeuteten Gebilden etwa um durch die beiden nahe verwandten Hämatoxylinlösungen erzeugte Kunstprodukte handeln. Es gelang mir nun nach langem Probieren drei Methoden ausfindig zu machen, welche an Einfachheit nichts zu wünschen übrig lassen und von denen die erste eine Lebendfärbung ist und als solche eine besondere Beweiskraft beanspruchen darf; bei allen drei Verfahren verwendete ich unfixiertes Material, den Farblösungen selbst die Fixierung überlassend.

I. Methylenblau-Karbolfuchsin-Methode.

Zu einer ganz dünnen Methylenblaulösung setzt man einige Tropfen Karbolfuchsinlösung zu, bis die Lösung eben einen violetten Stich bekommt. In dieser Lösung läßt man die eingebrachten Fäden mehrere Stunden. Ich entnahm bereits nach einer Stunde Proben, und je nach deren Aussehen untersuchte ich sofort weiter oder färbte weiter. Das Cytoplasma nimmt im günstigen Falle eine gelbliche bis hellrötliche Farbe an, der Zentralkörper erscheint hellblau, die Chromosomen heben sich durch wesentlich dunklere blaue Farbe sehr deutlich ab. Die Figuren $1_{,\ 9-20}$ Taf. i sind sämtlich nach auf diese Art doppeltgefärbten Präparaten gezeichnet. Sehr gute Dienste leistete mir hierbei ein gelborange gefärbtes Glas, das ich als Lichtfilter zwischen Lampe und Mikroskopspiegel einfügte; es ließ die Chromosomen oft mit ganz besonderer Schärfe hervortreten.

Da mir häufig daran lag, dieselben Präparate einer wiederholten Beobachtung zu unterwerfen, versuchte ich Glycerinzusatz und indem ich schließlich mit dem Karbolfuchsinzusatz mehr und mehr herunterging, erhielt ich empirisch eine Mischung, welche sich vortrefflich bewährte; die mit ihr behandelten Fäden blieben wochenlang unverändert. Das Cytoplasma ist vom Karbolfuchsin nicht mehr tingiert, sondern erscheint grün durch die undeutlich werdenden Chromatophoren. Der Zentralkörper hellblau, die Chromosomen dunkelblau, die Zentralkörner violett. Obgleich das Karbolfuchsin zu ausgesprochener tinktioneller Wirkung nicht mehr gelangt, ist es doch zum Gelingen unentbehrlich und beschleunigt in auffallender Weise den färberischen Effekt des Methylenblau. Ich mache mich

anheischig, jedem, der sich für die Kernfrage der *Cyanophyceen* interessiert, binnen weniger Stunden die Kernteilungsfiguren zu demonstrieren.

II. Fuchsin-Jodgrün-Methode.

Nicht minder brauchbare Resultate liefert die Fuchsin-Jodgrün-Methode bei richtiger Anwendung. Ein Tropfen Karbolfuchsin (10 ccm gesättigte alkoholische Fuchsinlösung + 1000 ccm 5 % Karbolsäurelösung) und zwei Tropfen wässeriger Jodgrünlösung (0,1 %) werden mit etwas verdünntem Glycerin vermischt und in die Mischung die Algenfäden gelegt. Schon nach einigen Minuten treten die Chromosomen als dunkle Balken auf hellerem Grunde hervor. Die Figur 3 Taf. k ist nach derartigen Präparaten gezeichnet.

Auch zur Herstellung vorzüglicher Dauerpräparate von Teilungsstadien des Cyanophyceenkernes hat sich die Jodgrün-Fuchsin-Methode tauglich erwiesen, weshalb ich sie ganz besonders empfehlen möchte. Ich verwandte gut fixiertes Material (Schwefeligsäure- oder Formol- oder Sublimat-Fixage) und färbte nach gründlichem Auswaschen mit folgender Jodgrün-Fuchsin-Lösung: 1 Vol. konz. wässerige Fuchsinlösung + 9 0,1 % Jodgrünlösung bis zur intensiven Ausfärbung, die durch Kontrolle bei schwacher mikroskopischer Vergrößerung ermittelt werden muß. Ausgewaschen resp. differenziert wurde mit Jodalkohol (100 ccm 96 % Alkohol + 0,1 g Jod + 1 ccm Eisessig). Diese Waschflüssigkeit wurde mit Xylol abgespült und letzteres durch Kanadabalsam verdrängt. Das Chromatin erscheint bei richtiger Behandlung tief grünblau, mitunter nach blauviolett hin, gefärbt, das Cytoplasma hellrötlich bis rot, bei intensiver Fuchsintinktion treten die Spindelfasern deutlich als feine rote Linien hervor, die Zentralkörner dagegen bleiben vollkommen farblos. Bei mangelhaften Kontrasten muß man das Xylol durch Alkohol wieder entfernen und mit Fuchsin resp. Jodgrün nachfärben und eventuell mit Jodalkohol wiederum auswaschen. Mit einiger Uebung erhielt ich prächtige, höchst instruktive, die Karyokinese in trefflichster Weise illustrierende Präparate.

III. Gelbe Blutlaugensalz-Eisenchlorid-Methode.

Diese Methode ist eigentlich nichts weiter als die schon oft verwendete Hartig-Zachariassche, nur ist sie für den bestimmten Zweck modifiziert. Ich brachte die etwas gealterte Lösung von Ferrocyankalium-Essigsäure auf die frischen Algenfäden, ließ etwa bis 10 Minuten einwirken, spülte dann rasch mit Wasser ab und ließ eine ganz verdünnte Eisenchloridlösung zufließen, letzteres unter dem Mikroskop. Bei passenden Konzentrationen sieht man ganz allmählich, an manchen Fäden schneller als an anderen, die Chromosomen sich blau färben. Die Zentralkörner bleiben farblos, die Cyanophycinkörner bläuen sich ebenfalls; da aber die endständigen Fadenzellen von beiden Granulationen oft ganz frei sind, treten die Chromosomen meist klar und deutlich im ebenfalls etwas bläulich schimmernden, schwach kontrahierten Zentralkörper hervor. Die Chromosomen erscheinen natürlich auch hier, wie in den nach den beiden vorher beschriebenen Methoden erhaltenen Präparaten, dicker als in den Kanadabalsampräparaten; in letzteren sind sie sicher durch Schrumpfung verkleinert, ob sie in ersteren etwas gequollen sind, ist schwer zu beurteilen.

IV. Ich möchte nicht unerwähnt lassen, daß es bei einiger Uebung und nachdem man einmal über die zu erwartenden Eindrücke fürs Auge orientiert ist, unschwer gelingt, die Chromosomen in ihren charakteristischen Gruppierungen auch nach bloßer Behandlung der lebenden Fäden mit Löfflers Methylenblau zu erkennen.

Weniger deutlich, weil sehr stark granuliert, gelingt dies nach Vitalfärbung mit Delafield, gar nicht nach einfacher Behandlung von mit Formol oder schwefliger Säure fixiertem Material mit diesem Tinktionsmittel. Ich habe mir schließlich in der Anwendung des Methylenblau eine leidliche Uebung verschafft, und es gelingt mir in kürzester Zeit an frischem Material jedem Skeptiker wohlgefärbte Chromosomen in allen Stadien der Karyokinese vor Augen zu führen. Nach Methylenblaubehandlung bemerkte ich dann in der Fadenendzelle sehr häufig schöne Knäuelstadien, in denen der Kern-

faden noch dünn und vielfach gewunden erscheint, wie ich in Fig. 17. Taf. k reproduziert habe.

V. Am schnellsten und mit einiger Uebung wohl auch am sichersten kommt man zu wundervoll klaren Präparaten, wenn man, wie folgt, verfährt: Man bringt auf die durch Abziehen des überflüssigen Wassers mit Fließpapier trocken gelegten Algenfäden einen Tropfen Formollösung (40 %), läßt 5 Minuten einwirken und fügt alsdann direkt auf die Algen 2 Tropfen folgender Lösung C zu:

A. 5 g Hämatoxylin B. 20 g krist. Ammoniakalaun
25 ccm 96 % Alkohol 200 ccm Wasser
20 ccm Glycerin

1 A und 4 B werden gemischt und an der Luft unter öfterem Umschütteln stehen gelassen. Von dieser Lösung C, welche lange haltbar ist, gießt man zwei Tropfen auf die Algen, bedeckt mit Deckglas, läßt etwa 10 Minuten färben und spült durch seitlich zugegebenes Wasser die Hauptmenge der Farbstofflösung weg. Es treten nunmehr die Chromosomen ganz scharf und weder gequollen noch kontrahiert dunkelbraunviolett auf gelblichem Grunde hervor. Von solchen Präparaten, die in 15 Minuten zu erhalten sind, habe ich die Photogramme Fig. 10 und 16 Taf. e hergestellt.

Wie ich in dem Abschnitt „Zentralkörner" des näheren auseinandergesetzt habe, glaubte Hegler aus dem tinktionellen sowie aus dem Verhalten gegen Magensaft die Identifizierung der Zentralkörner mit dem Chromatin herleiten und damit eine Stütze für seine Auffassung des Zentralkörpers als Zellkern gewinnen zu können. Ausschlaggebend aber war für ihn die Teilung des Kernes. Er sieht die Chromatinkörner zeitweilig verschwinden, er sieht den Zentralkörper sich in zwei polare auseinanderrückende Teilhälften scheiden, welche durch eine streifige Zone verbunden sind, er beobachtet dies, wenn die succedan von außen her entstehende Zellwand noch weit von der Teilungsfigur entfernt ist. Letzteren Punkt macht er besonders geltend, um den Einwand zu beseitigen, als handle es sich bei der Teilung des Zentralkörpers überhaupt nicht um einen selbständigen, aktiven Vorgang, sondern nur um eine passive Durchschnürung oder Durchquetschung des

gesamten Zellinhaltes und somit auch des Zentralkörpers von seiten der succedan ins Zelllumen hereinwachsenden Scheidewand. Gegen die Annahme endlich einer rein fragmentativen Teilung des Zentralkörpers, an die man zuerst wohl denken wird, wendet er ein, daß bei allen bisher im Pflanzenreich bekannt gewordenen Fällen von Fragmentation niemals Trennung in genau gleichgroße Teilstücke erfolgt (*Chara, Tradescantia*), sondern daß dann an scheinbar zufälligen Punkten des Kernes eine Verschmälerung und schließlich ein plastisches Ausziehen des Verbindungsstückes eintritt, wobei die chromatische Substanz regellos in den Kernstücken verteilt ist. In der *Cyanophyceen*-Zelle dagegen sollen nach Hegler ganz regelmäßige Verlagerungen in den chromatischen Teilen der Zentralkörper auftreten, die Anhäufung der chromatischen Substanz soll eine polare und quantitativ völlig gleiche sein, die verbindenden Stränge, welche die faserig-streifige Verbindungszone auszeichnen, sollen körnerfrei sein und nicht durch plastisches Ausgezogenwerden reißen, sondern einen Rückbildungsprozeß erfahren. Endlich soll Fragmentation schon deshalb außer Betracht kommen, als eine solche mit stets darauffolgender Zellteilung bisher für die Pflanzen unbekannt ist, bei allen untersuchten Phykochromaceen sich aber nach der vollendeten Zentralkörperteilung in unmittelbarem Anschluß die Scheidewand ausbildet.

Ich habe schon erwähnt, daß Hegler nicht der erste war, welcher mitotische Kernteilung bei den *Cyanophyceen* nachzuweisen vermochte. Scott fand bereits zentrale Kerne bei mehreren *Oscillaria*-Species und bei *Tolypothrix coactilis,* die ein dem Knäuelstadium entsprechendes Aussehen besaßen, und nach ihm sollen nicht nur Kernteilungsfiguren, sondern sogar auch achromatische Fäden vorkommen. Auch Hieronymus will an *Glaucocystis Nostochinearum* einmal regelmäßige Kernteilungsfiguren beobachtet haben. Neuerdings hat Bütschli seine kurzen, im Jahre 1898 gemachten Mitteilungen über Teilungszustände bei *Anabaena* durch einige Figuren, welche den gleichen Gegenstand am gleichen Objekt betreffen, erweitert. Er faßt seine Beobachtungen in sieben Sätzen

zusammen, welche ich, um sie mit meinen Befunden vergleichen zu können, hier abdrucken will:

Aus den Figuren ergibt sich,

1. daß bei der Teilung der Zellen eine sehr beträchtliche Längsstreckung des Zentralkörpers sowohl als der gesamten Zelle stattfinden muß.
2. Daß dabei der Zentralkörper eine deutliche längsfaserige Struktur annimmt. Die dunkler gefärbten Längsfasern hängen durch quere Verbindungen zusammen und enthalten körnige Bildungen, welche jedoch bei diesem Färbungsverfahren nicht different tingiert hervortreten.
3. Die Enden des längsgestreckten Zentralkörpers sind manchmal deutlich zugespitzt, so daß der Körper spindelartig erscheint; auch sind diese Enden zuweilen blässer gefärbt, so daß der mittlere längsfaserige, starkgefärbte Teil einer hohen Aequatorialplatte ähnlich sieht.
4. Bei dem Weitergang der Teilung schnürt sich der Zentralkörper in der Mitte ein und dieser mittlere Teil wird allmählich zu einem längsfaserigen Verbindungsstück der beiden Tochterkörper. Mehrfach fanden sich Zellen, bei welchen dieser sich einschnürende Verbindungsteil der Tochterkörper sehr wenig oder kaum gefärbt war, so daß die stark gefärbten und auch allein mit körnigen Bildungen versehenen Anteile der beiden Tochterkörper zwei halbierten und auseinandergewichenen Aequatorialplatten sehr ähnlich waren. Die Fasern dieser Aequatorialplatten erinnern dann an Chromosomen.
5. In der Mitte des Verbindungsstranges der beiden Tochterkörper treten zuweilen einige stärker gefärbte feine Körnchen deutlich hervor, die etwas an sogenannte Zwischenkörnchen, wie sie an entsprechenden Stellen bei Gewebekernen häufig beobachtet wurden, erinnern,
6. Die erste Teilung des Zellkörpers zeigt sich als eine schwache Einbuchtung der Mittelregion der Zelle; darauf tritt in der Mitte dieser Einbuchtung ein sich stark färbender zarter

Ring an der Zellwand auf, der mit der weitergehenden Einschnürung sich allmählich verängert.

7. Die Teilung der Zellen wiederholt sich so rasch, daß die Scheidewände benachbarter Zellen noch nicht vollendet sind, wenn die neue Teilung beginnt. Die Teilung und endliche Durchschnürung des Zentralkörpers kann daher auch nicht passiv durch die sich bildende neue Scheidewand bewirkt werden, sondern muß ein davon unabhängiger, selbständiger Vorgang sein.

Diese aus den vorliegenden Beobachtungen sich ergebenden Momente verraten wenigstens gewisse Anklänge, sagt Bütschli, in der Teilung des Zentralkörpers der *Cyanophyceen* an die karyokinetische Kernteilung und vermögen daher die Deutung des Zentralkörpers als Zellkern zu sichern.

Die Beobachtungen, welche ich an *Tolypothrix lanata* gemacht habe, stimmen in den weitaus meisten Punkten mit denen von Bütschli überein, die relativ geringen Abweichungen, auf welche ich sogleich aufmerksam machen werde, sind irrelevant und können das Hauptresultat nicht im mindesten erschüttern.

Zu 1. Die Längsstreckung des Zentralkörpers steht mit der der Zelle in Verbindung; der Zentralkörper reicht immer nahezu von Scheidewand zu Scheidewand, wie lang die Zelle auch werden mag.

Zu 2. Mit geeigneten Tinktionsmitteln nach passender Fixierung zeigen alle Zentralkörper ein Gerüst aus chromatischer Substanz, von dem man ohne geeignete Behandlung der Zelle nichts oder nur wenig sieht. Kurz vor der Teilung von Zelle und Zentralkörper fällt sofort die Längsfaserung des Zentralkörpers in die Augen. Die Chromosomen, welche sich mit Methylenblau lebend schön blau, mit Hämatoxylin schwarzviolett färben, liegen parallel der Zellachse. Ich habe bei *Tolypothrix* stets 4—6 gezählt. Mitunter liegen drei oben und erscheinen bedeutend dunkler bei hoher Einstellung, zwei werden dazwischen heller sichtbar, wie beispielsweise in Fig. 2, Taf. k; an anderen Zellen sah ich gleichzeitig nach oben

gewendet und annähernd gleich scharf und gleich dunkel vier Chromosomen, wie in Fig. 10 b und d. Taf. k und Fig. 3 b Taf. i; mehr als 6 Chromosomen sind mir nicht zu Gesicht gekommen. Die einzelnen Chromosomen sind in ihrem Längsverlauf nicht homogen, sondern zeigen dunklere Partien, wahrscheinlich körnige Einlagerungen, wie das auch in einem großen Teil meiner Abbildungen sichtbar ist. Die seitlichsten gegenseitigen Verbindungen sind bisweilen vorhanden, doch ist ihre Existenz oft sehr schwer nachzuweisen. Jedenfalls verhalten sich die Zellen in dieser Richtung sehr verschieden.

Zu 3. Die von Bütschli bei *Anabaena* manchmal konstatierten und auch auf seiner Tafel (11, IV, Fig. 1 u. 2) abgebildeten Zuspitzungen des längsgestreckten Zentralkörpers habe ich bei *Tolypothrix* nicht mit Sicherheit beobachten können. Trotzdem möchte auch ich dieses Stadium als eine Art hoher Aequatorialplatte bezeichnen.

Zu 4. Es folgt nunmehr auch bei *Tolypothrix* eine Einschnürung des Zentralkörpers. Die Chromosomen teilen sich quer durch die Hälften, konvergieren mehr oder minder stark nach dem Mittelpunkt des Zentralkörpers und rücken ein wenig nach den Querscheidewänden zu. Der am meisten eingeschnürte Verbindungsteil ist wenig oder kaum gefärbt und erscheint mitunter so gestreift, daß man Verbindungsfasern annehmen muß. Dieses Stadium entspricht zweifellos dem Dyaster bei der Teilung des Kernes der meisten Pflanzen und Tiere. Die nach beiden Seiten auseinandergetretenen Gebilde erinnern nicht nur, wie Bütschli sagt, an Chromosomen, sondern sind Chromosomen, wie aus ihrer Entstehung und ihrem weiteren Verhalten folgt. Ueber die Existenz von Spindelfasern innerhalb der Einschnürung, welche deren streifiges Aussehen veranlassen, bin ich lange Zeit im Unsichern gewesen, glaube aber jetzt mit Bestimmtheit dieselbe behaupten zu dürfen. Die Fasern werden selten deutlich, am besten sah ich sie hervortreten nach Behandlung lebender Fäden mit Platinchlorid und Färbung mit Delafield, Differenzierung mit

Alkohol und bei Beobachtung in verdünntem Glycerin. Recht gut werden die Fasern auch sichtbar bei Lebendfärbung mit Methylviolett und Behandlung der überfärbten Fäden mit verdünnter Jodjodkaliumlösung. Nach dieser Methode sind auch die Plasmaverbindungen intensiv schwarzblau zu färben.

Zu 5. Was Bütschli als Zwischenkörnchen-ähnliche Gebilde betrachtet, habe ich bei *Tolypothrix* in reichlichem Maße besonders in nächster Umgebung der sich allmählich nach innen schließenden neuen Teilwand gesehen. Die betreffenden Körnchen sind Tröpfchen, und ich glaube mich nicht zu irren, wenn ich sie nach ihrem tinktionellen (besonders gegen Sudan III und Karbolfuchsin) und sonstigen Verhalten als Fetttröpfchen anspreche, wenn ich auch ein definitives Urteil über dieselben mir noch vorbehalten muß.

Zu 6 und 7. Die sich nach und nach zentripetal schließende und zuerst als Ring auftretende Scheidewand färbt sich bei der Methylen-Karbolfuchsin-Tinktion rot. Daß es sich bei der Teilung des Zentralkörpers nicht um eine passive Durchquetschung desselben von seiten der hereinwachsenden Tochterwand handelt, dafür hat bereits Hegler zwingende Gründe angeführt. Alle Vorgänge, das Auseinanderweichen der Chromosomen, die Einschnürung des Zentralkörpers etc., vollziehen sich, ehe die Scheidewand oder besser ohne daß letztere den Zentralkörper überhaupt berührt. Die Teilung des Zentralkörpers ist ein selbständiger aktiver Vorgang und hat durchaus nichts mit einer passiven Durchschnürung zu tun.

Nach meinen Befunden an *Tolypothrix* sehe ich mich berechtigt, die Teilung des Zentralkörpers als ein vollkommenes Anologon zu der der gewöhnlichen Zellkerne aufzufassen und hieraus in dem Zentralkörper den Kern der Cyanophyceenzelle zu erblicken.

Ich bin nicht nur imstande, an frisch und zum Teil lebend gefärbten Fäden die Vorgänge der mitotischen Teilung jedem, der sie sehen mag, zu demonstrieren, sondern habe auch eine ganze Reihe Dauerpräparate hergestellt, welche im Verein mit den

Beobachtungen an frischen Objekten jeden Zweifel an der Existenz der mitotischen Kernteilung bei *Tolypothrix* zerstreuen dürften. Da ich *Tolypothrix lanata* seit 1897 im Kulturgefäß im Zimmer in ganz normalen Rasen erziehen konnte, wird mein Vorrat an dieser Alge voraussichtlich wohl auch noch lange reichen, um jedem, der sich selbst davon überzeugen möchte, die karyokinetischen Figuren ad oculos demonstrieren zu können. Ich erwähne gleich hier, daß ich alle auf diesen Prozeß bezüglichen Figuren mit peinlichster Genauigkeit gezeichnet habe und weder zu viel noch zu wenig ans Papier zu fesseln bestrebt war. Jedenfalls war ich eher bemüht, das, was ich nicht mit positiver Sicherheit sah, wegzulassen, als etwas undeutlich Erblicktes im Bilde zu reproduzieren.

Die von mir hergestellten Photogramme habe ich ohne die geringste Retouche genau nach meinen Platten anfertigen lassen. Man verlange von ihnen nicht mehr, als man billigerweise fordern darf. Sie sind hergestellt unter Anwendung des Immersionsobjektivs $^1/_{12}$ von Seibert und des Okulars II (resp. III) bei wechselnder Kameralänge, also bei einer Mikroskopvergrößerung von ca. 800 (resp. 1000). Bei einer solchen Vergrößerung kann man selbstredend immer nur eine äußerst dünne Schicht des Zellinhaltes scharf bekommen, die darunter und darüberliegenden Inhaltssubstanzen werden immer Unschärfen hervorrufen müssen. Deshalb verfolgt jedes einzelne Photogramm nur einen Zweck, entweder die Wiedergabe der Kernteilungsfigur, oder die Darstellung der verschiedenen Granulationen etc. Auch bei der Kernteilungsfigur ist deren Tiefe bei der photographischen Aufnahme störend, es sind deshalb immer nur die annähernd in einer Ebene liegenden Chromosomen scharf konturiert zu erwarten.

Im Laufe von 5 Jahren habe ich Tausende von *Tolypothrix*-Fäden betrachtet und die kontinuierliche Kette der Umlagerungen im Zentralkörper bei dessen Teilung lückenlos beobachten können. Wenn ich sowohl in den Bildern als auch in folgender wörtlicher Beschreibung nur die Hauptstadien des Vorganges zur Darstellung resp. zum Ausdruck bringe, so geschieht es allein der Uebersichtlichkeit und Kürze wegen.

Die Teilung des Zellkerns der *Tolypothrix*-Zelle vollzieht sich in folgenden Stadien:

1. **Stadium. Knäuelform, Spirem.** Der dicke Kernfaden durchzieht in Windungen den Kern. Fig. 1, 3_1, 5_1, 12_1, 14_1, 18 Taf. i. Fig. 10a, 14a, 17 Taf. k.
2. **Stadium.** Die Chromosomen, 4—6 an Zahl, liegen parallel der Zellachse im Umfang des Kerns, dessen Kontur verschwindet. Mitunter sind die Chromosomen nach der Mitte zu etwas nach außen bauchig, so daß ein tonnenförmiges Gebilde die Mitte der Zelle einnimmt. Ich nenne dieses Stadium **„hohe Aequatorialplatte“.** Fig. 5_{4-7}, $14_{3\text{u}.4}$ Taf. i, Fig. 2_4, 10b *α*, $18_{\text{b } 1 \text{ und } 4}$ etc. Taf. k.
3. **Stadium.** Die Chromosomen krümmen sich mit ihren Enden nach außen und nähern sich mit den Mittelteilen einander. Fig. 1_4, 3_2 Taf. i, Fig. $4_{2,3}$ 10c, $18\,b_2$ Taf. k.
4. **Stadium. Dyaster.** Bildung der Tochterchromosomen. Die Chromosomen zerfallen an dem am weitesten nach innen liegenden Punkte in zwei Hälften, von denen die oberen nach oben, die unteren nach unten ausspreizen. Die Tochterscheidewand springt ringförmig ins Zelllumen vor. Fig. $2_{4,5}$, $5_{2,3}$, 7_3, $8_{5,6}$, 9, 10, 12_2, 13, 14_2 Taf. i, Fig. 2_2, 4_1, 5, 9, 10b, 16 Taf. k. Innerhalb der eingeschnürten Partie des Kernes konnte ich bei geeigneter Fixierung und Färbung deutlich Spindelfasern in wechselnder Zahl erkennen (Näheres darüber siehe p. 170 und die Fig. 5, 6a, 7b, 10b *β*, 14c, 15_1, 16 Taf. k, Fig. 2_4 Taf. i). Die Spindelfasern bleiben auch noch im nächsten 5. Stadium sichtbar.
5. **Stadium.** Die Tochterchromosomen richten sich parallel unter sich und parallel der Zellachse. Die Tochterscheidewand schließt sich. Fig. 2_3, 3_2 Taf. i, Fig. $19\,d_{4,5,6}$ Taf. k.
6. **Stadium.** Die Tochterchromosomen vereinigen sich zum Tochterkernfaden **Dispirem.** Fig. $1_{2,3}$, 8_4 Taf. i, Fig. 2_3, 7c und d, 10b *γ*, 15_2 Taf. k.

Ich möchte nunmehr, nachdem ich meine eigenen Befunde mitgeteilt habe, dazu übergehen, darzulegen, inwieweit die Hegleschen

Beobachtungen über die mitotische Teilung der Zentralkörper mit den meinigen an *Tolypothrix* übereinstimmen und in welcher Beziehung ich glaube, einen wesentlichen Fortschritt unserer Kenntnisse herbeigeführt zu haben.

Die Prophasen bestehen nach Hegler in einem Verschmelzen der Chromatinkörnchen und in einem Dichterwerden des ganzen Kernes, wobei der gerüstförmige Bau des Kernes verschwindet. Einen zusammenhängenden Knäuelfaden hat Hegler nicht gesehen. In der Tat konnte auch ich das Verschmelzen der Chromatinkörnchen sowohl wie das Dichterwerden der Kernmasse konstatieren, welches letztere meiner Meinung nach zum Teil auf dem Einziehen der Ausstrahlungen beruht. Mir ist es aber außerdem gelungen den Knäuelfaden deutlich zu sehen; ich habe ihn so oft gesehen daß die Figuren 1_1, 3_1, 12_1 und 14_1 Taf. i sich nur auf einige wenige herausgegriffene Fälle beziehen. Die in den beiden letzten Figuren abgebildeten Formen des Knäuelfadens halte ich für fortgeschrittene, der Kernfaden bildet eine Zickzacklinie, deren einzelne auf- und absteigende Teile nachher zu Chromosomen werden. Die U- und J-Schleifenbildung nach der Segmentierung, wie sie Hegler beschreibt, ist bei *Tolypothrix* sicher nicht vorhanden; hier weichen unsere Beobachtungen weit voneinander ab. Bei meiner Alge richten sich die Chromosomen nach der Segmentierung des Kernfadens parallel und führen das Stadium auf, welches ich als **„hohe Aequatorialplatte"** bezeichne. Mitunter sind die Chromosomen in ihrer Mitte etwas nach außen ausgebaucht. Von einer Längsspaltung derselben habe ich niemals etwas bemerken können. Ich glaube nicht, daß dies an unzureichender Färbetechnik liegt, denn ich sah die Chromosomen scharf tinktionell differenziert; wäre die Längsspaltung wirklich vorhanden, so würde ihr wohl auch hier, wie sonst, eine entgegengesetztgerichtete Bewegung der Längshälften folgen, die mir nicht hätte entgehen können; auch davon keine Spur. In dieser Längsspaltung mit Hegler „die eigentliche Physiologie des Kernteilungsvorganges und in ihrem Nachweis bei den *Cyanophyceen* den Schlußstein in der Kette der Beweise für

die Kernnatur des Zentralkörpers“ zu erblicken, dazu kann ich mich nicht verstehen.

Sollte nicht auch eine Querteilung der Chromosomen denselben Zweck erfüllen? Wenn sich im Kernfaden alle für die Zelle und deren Kern besonders wertvollen Substanzen verdichten, so werden sie doch wohl etwa gleichmäßig im ganzen Faden verteilt sein und auch gleichmäßig auf die Tochtersegmente verteilt werden, gleichgültig ob ich die Segmente des Kernfadens der Länge nach teile oder nur der Quere nach. Die Querteilung sieht man nun tatsächlich sich vollziehen; es entstehen auch hier dadurch Tochterchromosomen, welche an Verbindungsfasern nach entgegengesetzten Richtungen gleiten. Wenn Hegler, um die Längsspaltung der Chromosomen wahrscheinlich zu machen, darauf hinweist, daß solche Kerne, welche sich unzweifelhaft im ersten Abschnitt der Metaphasen befinden, oft eine relativ große Anzahl freier Chomosomenenden, die ins periphere Protoplasma hineinragen, erkennen lassen und dabei auf die Zelle c seines Photogramms 10 aufmerksam macht, so muß ich hierzu erwähnen, daß ich in dieser Zelle nicht mehr als etwa sechs solcher Enden vermute und daß die Zahl der ursprünglich vorhandenen Chromosomen nach meiner Erfahrung bei *Tolypothrix* zwischen 3 und 6 variieren kann. Ich konnte im Gegenteil immer und immer wieder die oft annähernde, meist absolute Gleichzähligkeit der Chromosomen während des ganzen Verlaufes der Mitose konstatieren. Das vierte Stadium zeigte immer deutlich den Zerfall der Mutterchromosomen durch Querteilung in Tochterchromosomen, welche auf die nach außen gespreizten Spindelfaserenden zuwandern, um sich im Stadium 5 parallel zu richten und im sechsten Stadium sich zum Tochterkernfaden zu vereinigen.

Es will mir scheinen, als ob die Karyokinese der *Cyanophyceen* einige Anklänge zeigte an die der *Valonia* unter den *Siphoneen*, wie sie Fairchild (27) beschreibt. Auch bei dieser Alge konnte der genannte Autor eine Längsspaltung der Chromosomen nicht finden und nach seinen Figuren ist sie sehr unwahrscheinlich. Auf eine zweite Uebereinstimmung will ich hier noch aufmerksam machen, welche mir aufgefallen ist, das Erhaltenbleiben

der Kernmembran, welches Fairchild bei *Valonia* konstatierte. Während sonst die Kernmembran verschwindet, persistiert sie hier, denn man kann sehr oft die Kernsubstanz vom umgebenden Cytoplasma mehr oder minder deutlich unterscheiden. Dieselbe umgibt auch hier die auseinanderweichenden Chromosomen und bildet hier wie dort und wie bei der amitotischen Teilung einen immer dünner werdenden Verbindungsstrang, der schließlich durchreißt. Bei schlechter oder unzureichender Färbung sieht man von den Chromosomen nichts, und es kann dann natürlich der ganze Teilungsvorgang einige Aehnlichkeit mit fragmentativer Teilung haben. Dieser irrigen Interpretation wird jedoch sofort der Boden entzogen, wenn man nach gelungener Tinktion die der Einschnürung vorangehenden regelmäßigen Verlagerungen in den chromatischen Teilen sich vollziehen sieht. Die Anhäufung der chromatischen Substanz ist am Ende eine polare und quantitativ eine vollkommen gleiche. Die Verbindungsstränge sind körnerfrei und reißen nicht durch plastisches Ausgezogenwerden durch, sondern erfahren einen Rückbildungsprozeß, alles Erscheinungen, welche den Teilungsvorgang des *Cyanophyceen*-Zentralkörpers streng von der Fragmentation unterscheiden und ihn als echte mitotische Teilung legitimieren.

Durch vorstehende Mitteilungen halte ich alles für widerlegt, was Fischer in seinem Kapitel „Verhalten der Grundmasse bei der Zellteilung" (p. 56) vorbringt. Ich betone noch ganz besonders, daß ich stets hervorragenden Wert auf die Erscheinungen an der vital gefärbten Zelle gelegt habe, daß also von Kontraktionen, granulären Fällungen u. dergl. bei meinen Präparaten nicht die Rede sein konnte, daß ich weiter mit ganz ausgesuchter Sorgfalt zu konstatieren gestrebt habe, daß „die Grundmasse des Zentralkörpers sich zuerst teilt", daß auf keinen Fall eine passive Durchschnürung des Zentralkörpers vorliegt, daß vielmehr die äußeren Umformungen des Zentralkörpers als auch die Verlagerungen der Chromatinsubstanz dem Vordringen des Scheidewandringes vorauseilen. Die vollständige Unzulänglichkeit der Fischerschen Beweismomente tritt in keinem Abschnitt so zu Tage, wie in diesem; was Fischer über *Tolypothrix Aegagropila* (p. 59)

aussagt und abbildet (Fig. 15a und b, Taf. I), ist noch weit mehr als dürftig und in der Tat nicht wert, diskutiert zu werden.

Es lag mir nunmehr, nachdem ich für *Tolypothrix* die karyokinetische Teilung des Zentralkörpers mit positiver Sicherheit nachgewiesen hatte, daran, wenigstens einige andere *Cyanophyceen* darauf zu prüfen und habe besonders 2 scheidenlose *Oscillatorien*, einen *Nostoc* und eine *Anabaena* sehr eingehend untersucht, nämlich *Oscillatoria limosa* Ag. und *Oscillatoria splendida* Greville, *Nostoc caeruleum* und *Anabaena catenula*. Zunächst ist der Bau und die Organisation der Zellen bei den *Oscillatorien* genau dieselbe wie bei *Tolypothrix*, und in Bezug auf die Formation der Fäden sei nur bemerkt, daß dieselben ohne Scheiden und ohne Heterocysten sind, daß dagegen Konkavzellen den Zerfall der Fäden bewerkstelligen. Verzweigung fehlt. Die *Limosa*-Fäden sind nicht zugespitzt an den Enden, die *Splendida*-Fäden enden dagegen spitz, d. h. gegen das Ende der Fäden werden die Zellen länger und dünner, das Ende der letzten Zelle selbst aber ist meist etwas knopfig verdickt. Beide Algen hatte ich in genügendem Vorrate, um alle mich interessierenden Punkte daran prüfen zu können.

Die Zentralkörper sind hier weniger, ja mitunter gar nicht mit Ausstrahlungen besetzt, sie liegen als einfache kürzere oder längere Vollcylinder im Zentrum der Zelle. Mitunter sind sie so dünn in dünnen Zellen, daß die großen, in ihnen liegenden Zentralkörner Auftreibungen hervorrufen, wie z. B. in den langen Fadenendzellen von *Oscillatoria splendida* Greville (siehe Fig. 18a und 19b Taf. k).

Loefflers Methylenblaulösung ruft starke Blaufärbung der Zentralkörner rasch hervor. Der ruhende Zentralkörper, der relativ selten ist, und der sich teilende nimmt zart hellblaue Tinktion an, der Kernfaden und die Chromosomen stehen in der Färbung zwischen beiden und kontrastieren vollkommen deutlich gegen die hellblaue Zentralkörpergrundmasse.

Der Verlauf der mitotischen Kernteilung ist nun genau derselbe bei den beiden *Oscillatoria*-Arten wie bei *Tolypothrix*. In den langgestreckten Zellen ist nur das zentrifugale Ausspreizen der

Chromosomen in den Stadien 3 und 4 minimal oder fehlt ganz, in den kurzen Zellen dagegen sieht man es genau wie bei *Tolypothrix*. Die Chromosomenzahl 4 überwiegt entschieden (siehe Fig. 18b, 19c, d Taf. k). Man sieht sehr häufig 3 der Chromosomen einander genähert, was natürlich eine Folge der Lage der Zelle gegen den Beschauer ist, und dann das vierte Chromosom sich prachtvoll klar abheben, wie z. B. in der Zelle 4 der Fig. 18b, Taf. k.

An den Zellen von *Nostoc caeruleum* habe ich durch einfache Behandlung frischen Materials mit Loefflers Methylenblau prächtige Kernteilungsfiguren erhalten. Da die Zellen dieser Alge vollkommen frei sind von Zentralkörnern und die Cyanophycinkörner farblos bleiben, sieht man die sich schön blau färbenden Chromosomen sehr deutlich; für die photographische Wiedergabe war nur die Farbstoffspeicherung der Gallerthülle hinderlich. Die Fig. 14 und 15 Taf. f sind genau nach erhaltenen Präparaten gezeichnet.

Bei dieser Alge treten übrigens auch bei der Tinktion mit Altmanns Säurefuchsin und darauffolgender Pikrinsäure-Differenzierung die Chromosomen schwach rot gefärbt hervor (Fig. 8b Taf. f).

Anabaena catenula erwies sich wegen starker Färbung der Gallerthülle und wegen der Anhäufung zahlreicher kleiner Zentralkörner in den äußeren Regionen des Kerns als unbrauchbar für das Studium der Kernteilung.

Mehr als in einer Hinsicht aufschlußgebend ist die Beobachtung des Verhaltens des Zentralkörpers beim Uebergang einer vegetativen Zelle zur Heterocyste. Während in den vegetativen Zellen die Zentralkörper bei geeigneter Fixierung und Tinktion sich scharf abheben von der Umgebung und stets die Mitte der Zelle einnehmen, und endlich mehr oder minder deutlich die Anwesenheit eines fädigen Gerüstes erkennen lassen, so bieten die Zentralkörper der fertigen Heterocysten nach diesen drei Richtungen wesentliche Unterschiede dar. Bei ganz gleicher Behandlung ist ihr Kontur weniger scharf, ja mitunter fast verschwommen. Durch die in den Heterocysten häufig vorhandene Vakuole wird der Zentralkörper verschoben und deformiert, wie man am besten aus den Fig. 3d und e

Taf. c ersieht. Von weicher Konsistenz, schmiegt sich der Zentralkörper der Vakuolenoberfläche an und rundet sich nach außen in derselben Weise ab, wie es unter ähnlichen Verhältnissen der Zellkern oder die Chromatophoren tun. Von einer Gerüststruktur ist im Zentralkörper der Heterocysten meist nichts mehr zu sehen, seine Masse ist fast homogen geworden.

In der vakuolenfreien vegetativen Zelle liegt der Zentralkörper immer in der Mitte und richtet sich in seiner Gestalt nach der Form der Zelle; in der ungefähr halbkugeligen Endzelle des Fadens erlaubt es ihm der Platz, sich selbst halbkugelig auszugestalten; ist die Endzelle, wie es mitunter zu finden ist, beinahe von Kugelform, so kann sich auch der Zentralkörper nach allen Seiten frei als Kugel formen. Die niedrigen scheibenförmigen Zellen mancher Fäden beherbergen einen Zentralkörper von Form eines Damenbrettsteins. Die Fig. 3a, 6c Taf. c zeigen diese 3 Grundformen des Zentralkörpers bei *Tolypothrix*. Besonders interessant ist der Zentralkörper in den sich heranbildenden Heterocysten. Die Granulationen innerhalb des Zentralkörpers, sowie die des Cytoplasmas verschwinden mehr und mehr, die Chromatophoren gehen ebenfalls allmählich zu Grunde, so daß der Zentralkörper anfangs gerade hier in ausgezeichneter Weise sichtbar gemacht werden kann, weil alle die bei seiner Untersuchung störenden Einschlüsse in Wegfall kommen. Besonders klare Präparate erhält man durch Tinktion mit Methylenblau-Karbolfuchsin-Gemisch (siehe Fig. 20a und b Taf. i). Der Zentralkörper ist ärmer geworden nicht nur an Granulationen, sondern auch an das Methylenblau speichernder Substanz; er färbt sich nicht mehr blau, sondern unter Mitwirkung des Fuchsins nur noch hellviolett und hebt sich wunderschön vom rosaroten Cytoplasma ab. Immer ist der strahlige Bau seiner Peripherie ungemein deutlich zu sehen. In a und b sieht man den Zentralkörper dem Verschlußkörper (farblos gehalten) sich eng anschmiegen und in b andererseits der noch kleinen Vakuole v ausweichen. Auch mit Delafields Hämatoxylin gelingt es unschwer, den Zentralkörper in den vegetativen Zellen, sowie in den Heterocysten deutlich sichtbar zu machen, immer aber hat er alsdann seine Strahlen eingezogen.

Mit diesem Tinktionsmittel hergestellte Präparate lassen die Zentralkörper immer nahezu glatt abgegrenzt erscheinen und stellen sozusagen die Grundform dar (Fig. 3a—c, Taf. c). In a ist die Endzelle des Fadens nahezu kugelig, entsprechend auch der Zentralkörper, in b hat sich die Endzelle geteilt und die nunmehrige Endzelle enthält den nur halbkugeligen Zentralkörper. In c und d sind 2 Heterocysten abgebildet, in welchen die Zentralkörper Glockenform besitzen, in d ist dieselbe zweifellos durch die Vakuole v veranlaßt. In e zeigt die untere Zelle den seltenen Fall einer in den Zentralkörper von der Seite eingedrungenen Vakuole. Ohne Tinktion ist in den Grenzzellen meist nichts von den Zentralkörpern zu sehen, häufig erscheinen sie auch nach Behandlung mit bewährten Tinktionsmitteln nicht mehr oder nur noch als diffuse Trübung: sie werden also aufgelöst.

Massart hat nicht genügend gefärbt oder nur ganz alte Heterocysten beobachtet, wenn er sagt (p. 25): „Le contenu de l'hétérocyste adulte reste un peu granuleux ou plus coloré au milieu qu'à la périphérie". Hätte er ausgefärbt, so könnte ihm in vielen Heterocysten der vollkommen erhaltene Zentralkörper nicht entgangen sein.

Ueberblickt man die Resultate der bisher vorliegenden und meiner Untersuchungen, so dürfte man wohl nunmehr von der Kernnatur des Zentralkörpers überzeugt sein.

Ich fasse das Wesentliche über den Zellkern in folgendem zusammen:

In allen *Cyanophyceen*-Zellen ist der Zellkern in der Einzahl vorhanden. In den Heterocysten bleibt er noch eine Weile erhalten, um schließlich der Degeneration anheimzufallen.

Die Grundform des Kernes ist in erster Linie von der Form der ihn beherbergenden Zelle abhängig. In kugeligen Zellen ist er kugelig, in halbkugeligen halbkugelig, in cylindrischen Zellen cylindrisch. Bei langgestreckten Zellen ist auch der Kern in gleicher Richtung gestreckt.

Die Kernoberfläche strahlt nach allen Seiten pseudopodienartige Arme aus, so daß der Kern ein morgensternartiges Aussehen an-

nimmt. Die Ausstrahlungen verdünnen sich nach außen und reichen meist bis nahe an die Zellwand. Infolge der Einwirkung vieler Stoffe werden sie schnell eingezogen und der Kern erscheint als abgerundete zentrale Masse.

Der relativ wenig gefärbten Grundmasse des Kernes sind Chromatinkörner eingelagert, welche eine ganze Reihe von Farbstoffen (Hämatoxylin, Methylenblau etc.) unter geeigneten Umständen reichlich speichern, und die Zentralkörner. Die Zentralkörner fasse ich als den Zellkern-Kristalloiden analoge Erscheinungen auf.

Eine distinkt färbbare Kernmembran sowohl als auch Nukleolen fehlen dem Kern der *Cyanophyceen*.

Die Teilung des Kernes ist eine mitotische, hat aber gleichzeitig Anklänge an die amitotische. Dieselbe wird eingeleitet durch die Vereinigung der Chromatinkörner zum Knäuelfaden. Dieser zerfällt, wie es scheint, nach Verdickung durch Kontraktion, in Chromosomen, deren Zahl zwischen engen Grenzen variiert. Die anfangs meist schwach gekrümmten Chromosomen stellen sich zunächst parallel in die Peripherie des cylindrischen oder tonnenförmigen Kernes, dann werden sie unter allen Umständen gerade, um sich hierauf, indem sie in obere und untere Hälften zerfallen, mit den der Zellmitte zugewendeten Enden einander zu nähern, mit den den Zellquerwänden zugekehrten Enden voneinander zu entfernen. Gleichzeitig schnürt die Grundsubstanz des Kernes sich in der Mitte unabhängig von der nach innen als sich verbreiternde Ringleiste vordringende Zellteilungswand mehr und mehr ein. In dem isthmusartigen Verbindungsstück werden häufig feine Spindelfasern sichtbar. Die Umformungen des Zellkerns eilen dem Zellteilungsprozesse zeitlich voraus. Das polare Auseinanderweichen der chromatischen Substanz vollzieht sich wie bei dem mitotischen Teilungsprozesse der gewöhnlichen pflanzlichen und tierischen Zellkerne. Die in den Kernen enthaltenen Zentralkörner stören den ganzen Verlauf des Teilungsvorganges in keiner Weise; sie finden dabei in der Grundmasse des Kerns neben oder zwischen den Chromosomen genügenden Platz. Nicht selten werden die Zentral-

körner vor der Kernteilung gelöst oder die Teilung erfolgt vor der Einlagerung von Zentralkörnern in den Kern. Die Chromosomenhälften richten sich während der letzten Durchschnürungsphase oder kurz darauf parallel der Zellachse und vereinigen sich endlich wieder zum Knäuelfaden des Tochterkernes. Erst nach der vollzogenen Tochterkernbildung schließt sich die Zellteilwand wahrscheinlich bis auf eine minimal kleine Oeffnung, welche eine Plasmaverbindung durchsetzt; dann verdickt sich die Teilwand, so daß ein Tüpfel in der Mitte ausgespart bleibt, dessen Zentrum wieder die Plasmaverbindung einnimmt.

Während des ganzen Teilungsvorganges scheinen die Ausstrahlungen des Zellkernes mehr oder minder vollständig eingezogen zu werden, so daß der Kern, immer deutlich vom Cytoplasma abgesetzt, ziemlich glatt konturiert erscheint.

Die von Bütschli beobachteten schwächer gefärbten polaren Zuspitzungen an beiden Enden der Teilungsfigur sowie die „Zwischenkörnchen"-artigen Gebilde habe ich nicht sehen können; Ich halte auch die von Bütschli in Fig. 1 (11, VI) abgebildeten so gedeuteten dunklen Flecke nicht dafür; ich habe Hunderte von Teilungsfiguren durchgemustert und niemals andere Körner neben den Chromosomen im Kern gesehen, als Zentralkörner, welche an den verschiedensten Stellen im Kern eingelagert sein können. Quere Verbindungen zwischen den Chromosomen sind, wenn sie nicht überhaupt nur vorgetäuscht werden, selten; möglicherweise handelt es sich in den von Bütschli so gedeuteten Gebilden nur um tieferliegende Chromosomen oder um Zentralkörner. An lebend gefärbten Zellen habe ich sie kaum je gesehen; besonders liegen in von Zentralkörnern freien Zellen am Ende des Fadens die Chromosomen so glatt konturiert nebeneinander, daß von gegenseitiger Verbindung nicht gesprochen werden kann.

Wenn Palla 1893 noch den Satz aussprach: „Es ist aber durchaus nicht ausgeschlossen, daß der Zentralkörper überhaupt nichts mit dem Zellkern zu schaffen hat, sondern ein vorderhand in seiner physiologischen und phylogenetischen Beziehung uns gänzlich unbekanntes Gebilde darstellt", so ist diese Ansicht nunmehr mit

absoluter Sicherheit widerlegt: Der Zentrakörper der Cyanophyceenzelle ist ein echter Zellkern. Wir dürfen nicht nur ohne Bedenken diese Behauptung aufstellen, sondern wir müssen es tun, denn alle wesentlichen Kriterien des Zellkernes weist der Zentralkörper auf, in erster Linie das Chromatingerüst und die echte karyokinetische Teilung. Das Fehlen des Nucleolus ist ganz irrelevant, denn wir kennen zahlreiche, niemals für etwas anderes gehaltene Zellkerne ohne Nucleoli. Wenn man vom phylogenetischen Standpunkte den Zellkern der *Cyanophyceen* betrachtet, so könnte man ihm aus folgenden Gründen eine morphologisch tiefere Stellung anweisen: 1. weil die Zahl der Chromosomen eine relativ kleine ist, 4—8, und 2. weil die Längsspaltung der Chromosomen fehlt. Was nun beide Punkte anlangt, so sind dieselben eher geeignet, Erwartetes zu bestätigen, als Auffallen zu erregen. Es hat sich durch bereits vorliegende Kernuntersuchungen ergeben, daß einerseits bei niedrigen Organismen die Zahl der Chromosomen gering ist und andererseits die Längsspaltung der Chromosomen fehlt. So bewegt sich z. B. bei folgenden Pilzen die Anzahl der Chromosomen zwischen 4—8: *Peziza Stevensoniana* (8), *Ascomyces endogenus*, *Agaricus galericulatus*, *Puccinia liliacearum* (4), *Peridermium Pini acicolum* (2), *Saporolegnia* (4) etc.; nicht ob der Zellkern vorhanden ist oder fehlt, kann uns phylogenetisch unter den niederen Organismen orientieren, sondern, da kein Grund vorliegt, das Fehlen des Zellkernes bei irgend welcher Pflanze anzunehmen, wie er sich im allgemeinen und bei der Teilung im besonderen differenziert, könnte bei systematischen Spekulationen ins Auge gefaßt werden, wenn auch wenig Hoffnung vorhanden sein dürfte, auf diesem Wege schwerwiegende Auskünfte zu erhalten.

XIV. Abschnitt.

Zusammenfassung der Resultate.

Der Protoplast der *Cyanophyceen*-Zelle weicht in seiner Organisation nicht oder nur unwesentlich von dem anderer Pflanzenzellen ab. Er besitzt einen Kern (Zentralkörper) und peripheres Cytoplasma mit Chromatophoren.

Der Kern ist stets in der Einzahl vorhanden; er ist ein selbständiges Organ des Protoplasten. Er nimmt vorwiegend das Zentrum der Zelle ein, kann aber gelegentlich durch Zellsaftvakuolen beiseite gedrängt werden. Der Kern besteht aus einer relativ wenig tingierbaren Grundmasse, in welche eine bestimmte Farbstoffe stärker speichernde chromatische Substanz eingelagert ist. Der Kern enthält außerdem größere oder geringere Mengen von Zentralkörnern, welche nur in ihm vorkommen, niemals außerhalb desselben im Cytoplasma. Von den Kernen höherer Organismen unterscheidet sich der *Cyanophyceen*-Zellkern durch das Fehlen einer deutlich färbbaren Kernmembran, durch das Fehlen von Nukleolen und durch seine abweichende Gestalt. Die periphere Masse des Kerns ist in feine Ausstrahlungen zerteilt, welche mit ihren Enden häufig die Zellinnenwand erreichen. Diese Ausstrahlungen sind von verschiedener Dicke und verdünnen sich nach außen. In ihnen liegen häufig kleinere Zentralkörner. Durch die meisten Fixierungsmittel werden die Kerne zum Einziehen der Ausstrahlungen gebracht.

Das Cytoplasma enthält außer den Chromatophoren noch Cyanophycinkörner, Fetttröpfchen, Glykogen und Vakuolen.

Die Chromatophoren sind sehr klein und führen nebeneinander Chlorophyll, Karotin und Phykocyan. Besonders reich sind die Chromatophoren an Karotin.

Die regelmäßige Nebeneinanderlagerung der kugligen Chromatophoren, welche das Cytoplasma in relativ dünnen Lamellen zwischen sich lassen, kann die Vorstellung eines wabigen Baues des Protoplasten erwecken. Dieser scheinbare Wabenbau des *Cyanophyceen*-Protoplasten würde in den meisten Fällen noch feiner gefügt aussehen, als Bütschli angibt und abbildet, so z. B. bei den in Fig. 12 und 13 der seinem Vortrag beigegebenen Tafel abgebildeten *Oscillarien*. Die Weite der Waben in Fig. 17 (dicke *Oscillarie*) würde ungefähr den Durchmesser eines *Tolypothrix*-Chromatophoren (auf den Zelldurchmesser bezogen) um das Doppelte übertreffen, da bei Bütschli auf die Zelldicke etwa 14 Waben, nach meinen Messungen aber etwa 14 Chromatophoren und 14 dazwischenliegende Cytoplasmalamellen kommen.

Stärke ist nicht nachzuweisen; als Assimilationsprodukt ist das Glykogen aufzufassen; dasselbe verschwindet in Dunkelkulturen allmählich, um beim Belichten wiederzuerscheinen. Es scheint nicht innerhalb der Chromatophoren zu liegen, sondern im Cytoplasma unsichtbare Vakuolen zu erfüllen.

Die Cyanophycinkörner liegen ausschließlich im Cytoplasma, oft gehäuft in der nächsten Umgebung des Zellkerns. Die Cyanophycinkörner stellen Reserveeiweiß dar. Bei besonders flotter Zellteilung kommen sie nicht zur Ansammlung oder werden rasch verbraucht, fehlen daher meist in den Zellen gegen das Ende der Fäden hin. In Dunkelkulturen verschwinden sie. Sie finden ihre größte Anhäufung in den Sporen und werden bei deren Keimung verbraucht.

In Dunkelkulturen nimmt der Gehalt der Zellen an Cyanophycinkörnern ganz allmählich ab, am Lichte wieder zu. Mit Palla die Cyanophycinkörner als Assimilationsprodukt aufzufassen, liegt kein hinreichender Grund vor.

Die Fetttropfen liegen stets im Cytoplasma, niemals im Kern und niemals im Chromatophor (Palla).

Von Vakuolen enthält das Cytoplasma zwei Arten, Zellsaftvakuolen und Gasvakuolen. Die Zellsaftvakuolen sind in normalen vegetativen Zellen relativ selten; häufig treten sie auf in senilen Fäden und bei Dunkelkultur. Die Gasvakuolen sind nur besonderen Repräsentanten der Familie eigentümlich und veranlassen das Aufsteigen der „Wasserblüte" bildenden Formen.

Die Zentralkörner sind ausschließlich im Zentralkörper placiert. Sie stellen einen eiweißartigen Schleim dar und ähneln in weitgehendstem Maße sowohl in ihrem chemisch-physikalischen als ihrem tinktionellen Verhalten den Volutanskugeln gewisser Bakterien und kugligen Gebilden im Protoplasten der *Diatomeen*. Sie enthalten außerdem einen Stoff, der sich mit Chlorzinkjod blauschwarz färbt und Pektinsubstanzen. Der Zentralkörper ist selten vollkommen frei von Zentralkörnern; am häufigsten fehlen dieselben den gegen das Fadenende hin liegenden Zellen. Auch in Teilung befindliche Zentralkörper enthalten häufig Zentralkörner. Der Gehalt an Zentralkörnern ist vielfach von äußeren Bedingungen abhängig; starke Belichtung, höhere Temperatur etc. scheinen denselben zu vermindern, Verdunkelung, niedere Temperatur etc. zu erhöhen. Dieser Einfluß dürfte oft ein indirekter sein.

Die Zellen der *Cyanophyceen* sind stets umhäutet, niemals nackt; auch die Hormogonien besitzen Membranen.

Die Membranen der vegetativen Zellen und die Scheiden sind nicht kutikularisiert, sondern bestehen, wie aus ihrem chemischen Verhalten hervorgeht, größtenteils aus Chitin; daneben ist Cellulose und Pektin vorhanden. Gegen die Kutikularisierung spricht das optische Verhalten von Membran und Scheide, sowie das chemische und tinktionelle Verhalten beider.

Die Membran der Heterocysten dagegen besteht stets vorwiegend aus Cellulose; Kupferoxydammoniak löst sie jedoch nicht restlos.

Die Schleim- und Gallerthüllen enthalten Pektinstoffe, und zwar die jüngsten, innersten Schichten am meisten; damit dürfte es

in Zusammenhang stehen, daß sich die der Membran direkt anliegenden Schichten der Hülle am intensivsten färben.

Die Zentralkörper legitimieren sich als echte Zellkerne durch ihr Verhalten bei der Zellteilung.

Da Fischer in seinem „Versuch einer neuen Deutung" ein total falsches Bild der Organisation der *Cyanophyceen*-Zelle in sehr bestimmter Form entwirft, will ich hier noch ganz besonders meine auf langjährigen Studien basierende Auffassung in klaren Gegensatz zu seiner Behauptung bringen:

Die *Cyanophyceen*-Zelle besitzt nicht ein Chromatophor, sondern deren unzählige kleine. Der Zentralkörper stellt nicht den ganzen Inhalt innerhalb des Chromatophors vor, sondern liegt in dem ihn allseitig umgebenden, die kleinen Chromatophoren führenden Cytoplasma. Von Granulationen kommen in der Hauptsache drei in Betracht, die Zentralkörner, die Cyanophycinkörner und Fetttropfen. Von diesen liegen die Zentralkörner ausschließlich im Zentralkörper, die anderen beiden Granulationen, die Cyanophycinkörner und die Fetttropfen, ausschließlich im Cytoplasma. Es ist also vollkommen verfehlt, den „Zentralkörper als zentralen Lokalisationspunkt der Granulationen" zu erklären. Wenn es Fischer nicht gelungen ist, „mehr als den sogen. Zentralkörper zu sehen bei ausgedehnter Anwendung von Fixierungs- und Färbungsmethoden", so geht daraus nur hervor, mit wie wenig Erfolg Fischer eben seine Methoden angewendet und gebraucht hat. Wie unhaltbar alle auf die *Cyanophyceen*-Zelle von Fischer gemachten Angaben jetzt erscheinen müssen, geht z. B. aus folgendem hervor. Fischer sagt (p. 67): „Die Granulationen, die, gleichviel ob eine oder zwei oder mehr Sorten unterschieden werden, Assimilationsprodukte und Reservematerial zu sein scheinen, bilden einen wesentlichen Teil des Zentralkörpers und sind es besonders, die seine starke Färbbarkeit bedingen" u. s. f. Nun liegen aber, wie gesagt wurde und jedem leicht zu zeigen ist, von allen Granulationen nur die Zentralkörner im Zentralkörper und da auch diese unter ganz bekannten, bestimmten Umständen fehlen können, so ist der Zentralkörper oft ganz frei von Granulationen und doch

färbt er sich deutlich und um so mehr, je mehr er chromatische Substanz, welche übrigens mit den Granulationen nicht verwechselt werden kann, enthält, wie es beim Zellkern zu sein pflegt. Wenn Fischer meint, „der Zentralkörper (p. 68) erfülle den ganzen Raum innerhalb des Chromatophors" (!), und „sei weiter nichts, als ein mehr oder weniger weitvakuoliges Protoplasma, das sich etwas stärker färbt wie das Chromatophor", so ist an diesem Satze nicht weniger als alles unhaltbar. Vakuolen treten im Zentralkörper niemals auf und sind noch von niemandem da gesehen worden, ein weitvakuoliges Protoplasma kann niemals die Tinktionen aufweisen, die wir am Zentralkörper klipp und klar konstatieren. Ich kenne kein Plasma, das sich mit den in Betracht kommenden Tinktionsmitteln stärker färbt, als die Chromatophoren.

Fischer fährt fort: „Das Ungewöhnliche liegt nicht darin, daß diese Grundmasse (Zentralkörper) sich so gut färbt, das hat sie mit verschiedenen Protoplasmakörpern gemein, sondern darin, daß sich das Chromatophor so wenig färbt." Das Chromatophor Fischers ist eben kein Chromatophor, sondern Cytoplasma mit kleinen Chromatophoren, und als Cytoplasma färbt es sich selbstverständlich „so wenig". Man fragt sich vergeblich, weshalb nun das zentrale Protoplasma (Fischers) mehr Neigung, Farbstoffe zu speichern, haben soll. Fischer wird zu der Annahme gezwungen, daß sich das Cytoplasma derselben Zelle an verschiedenen, aber benachbarten Stellen verschieden gegen dasselbe Tinktionsmittel verhalte. Am Schlusse seines „Versuches" wendet sich Fischer gegen die von Bütschli mit Recht betonte phylogenetische Beziehung zwischen Zentralkörper und Zellkern und sagt (p. 72): „Der Zentralkörper ist doch sicher der Ort für die Aufspeicherung der Reservestoffe und Assimilate, mögen sie nun als Granula sich rot oder blau färben oder Kristalloidgestalt annehmen. Der jetzt geläufigen Anschauung nach ist nun aber der Zellkern nicht in erster Linie Reservestoffbehälter, sondern er wird mit viel vornehmeren Funktionen ausgestattet, Sitz der sexuellen Eigenschaften, der Vererbung u. s. w. Da ist es wohl wenig angemessen, ein

mit Reservestoffen vollgestopftes Gebilde als seinen phylogenetischen Vorläufer zu erklären."

Hierauf möchte ich folgendes erwidern: Vollgestopft ist der Zentralkörper mit Reservestoffen nur in der Vorstellung Fischers; das Auftreten der Zentralkörner im Zentralkörper findet sein Analogon in den Eiweißkristalloiden der Zellkerne von unzähligen Pflanzen, die ich hier nicht zu nennen brauche. Alles andere liegt im Cytoplasma für den Verbrauch bereit. Die „vornehmen Funktionen" sind wohl jedem Physiologen hinreichend bekannt, und daß diese dem Zentralkörper der *Cyanophyceen* anvertraut sind, geht aus dem nunmehr gesicherten Verhalten des Zentralkörpers bei der Zellteilung hervor, und ich halte es für ein besonderes Verdienst meinerseits, was wohl von jedem ernsten Mitarbeiter wird anerkannt werden müssen, daß ich nach langen vergeblichen und oft mühevollen Versuchen die Karyokinese des *Cyanophyceen*-Kernes im Anschlus an Hegler an guten Präparaten gesehen und nach Kräften und — sine ira et studio — durch Abbildungen zur Darstellung gebracht habe. Dabei hat sich gezeigt, daß der Kern in seiner vornehmen Arbeit als Träger der Vererbung sich nicht stören läßt durch gleichzeitig in ihm deponiertes Material an Reservestoffen (Zentralkörnern), wie ein Blick auf die betreffenden Figuren (3, 8, 9, 10c etc., Taf k) lehrt. Für mich hat diese Erscheinung schon deshalb nichts Wunderbares an sich, als ich von den Zellen so relativ niedrig stehender Pflanzen, wie die *Cyanophyceen* es sind, von vornherein nicht eine Arbeitsteilung erwarte, wie sie hochstehende Organismen als „bevorzugte obere Zehntausend" aufweisen. Kein Wunder, wenn hier einem Organ mehrere Funktionen gleichzeitig aufgebürdet sind. Vielleicht ist es uns auch noch vergönnt, den tieferen Sinn dieser Doppelrolle verstehen zu lernen.

Was den Zentralkörper außer dem oben Gesagten als „Zellkern" charakterisiert, möchte ich, wie folgt, zusammenfassen:

Vor der Teilung nimmt die Menge färbbarer Substanz (Chromatin) im Zentralkörper zu; die vorher wenig sichtbaren Fäden des Gerüstes werden dicker und ein Kernfaden tritt deutlich hervor.

Derselbe zerfällt in Kernsegmente (Chromosome) von bestimmter Anzahl, welche sich in gesetzmäßiger Folge und in typischer Weise umformen und umlagern und in äquivalenten Mengen in polarer Richtung auseinanderrücken, um die beiden Tochterkerne erzeugen zu helfen.

Die Einschnürung des Zentralkörpers, welche der Halbierung des ganzen Protoplastes parallel verläuft und die man wegen der immer deutlich bleibenden Abgrenzung des Zentralkörpers gegen das umgebende Cytoplasma stets verfolgen kann, setzt die Teilung des Zentralkörpers andererseits auch in eine gewisse Beziehung zur amitotischen Kernteilung.

Während die Einschlüsse der Zellkerne (Eiweißkristalloide) sonst im Verlauf des Teilungsprozesses ins Cytoplasma ausgestoßen zu werden pflegen, um daselbst zu verschwinden, verbleiben dieselben hier (Zentralkörner) im Zentralkörper auch während der Teilung. Die Zentralkörner sind unregelmäßig in der Nähe der Chromosomen verteilt und gelangen meist in ungleichen Mengen in die Tochterkerne.

Die quantitativ fast gleiche Verteilung der Zentralkörner auf die Tochterkerne von *Merismopedia elegans*, welche Nadson (Fig. 15—20) abbildet, muß als reiner Zufall bezeichnet werden und ist von mir niemals beobachtet worden.

Die Heterocysten entstehen nach Verschluß der Tüpfel aus vegetativen Zellen; sie verwachsen mit der Scheide. Alle Organe ihres Protoplasten sowie dessen Einschlüsse desorganisieren und zersetzen sich; während dieses Zerfalles der Inhaltsbestandteile und auf Kosten derselben wachsen die Heterocysten noch kurze Zeit, bilden eine Cellulosemembran aus und erzeugen eine Zellsaftvakuole. Kern und Chromatophoren, Zentral- und Cyanophycinkörner verschwinden allmählich. Die Heterocysten dienen als Widerlager für den im übrigen frei in der Scheide gleitenden Faden bei der Hormogoniengeburt und bei der Verzweigung des Fadens.

Die Konkavzellen bilden sich aus beliebigen vegetativen Zellen heran. Der gesamte Inhalt der Zellen verfällt einem Ver-

schleimungsprozeß. Auch in ihnen verschwinden daher Kern und Chromatophoren, sowie alle Granulationen. Der Zellinhalt erscheint schließlich glasartig klar und homogen. Die plankonkave, bikonkave oder konvexkonkave Gestalt dieser Zellen ist Folge der Druckwirkungen von seiten der Nachbarzellen während der Bildung. Die Konkavzellenmembran nimmt ebenfalls an der Verschleimung teil; sie wird dabei äußerst permeabel für die verschiedensten Lösungen und Flüssigkeiten. Die Konkavzellen zeichnen sich durch eine auffallende Fähigkeit, Farbstoffe zu speichern, vor allen übrigen Zellen des Fadens aus. Die Funktion der Konkavzellen ist eine zweifache; sie ermöglichen einerseits die Zerlegung des Algenfadens, dessen Stücke entweder einfach weiter wachsen oder als Hormogonien ausgestoßen werden; andererseits sind sie die Zentren von Zersetzungs- (Verschleimungs-) Prozessen, welche zur Erweichung der Scheide führten und den seitlichen Hormogonienaustritt oder das Durchbrechen des Fadenendes nach außen bei der Verzweigung möglich machen.

Zum Zweck der physiologischen Isolation derjenigen Zellen, welche zu Heterocysten werden sollen, werden die Tüpfel derselben durch besondere Verschlußkörper verstopft. Diese Verschlußkörper stimmen in ihrem chemischen und tinktionellen Verhalten in auffallender Weise mit den Cyanophycinkörnern überein, wenn auch gewisse Differenzen nicht zu verkennen sind. Eine davon ist die Abweichung in Bezug auf die Konsistenz. Die Verschlußkörper bestehen aus einer weichen Masse.

Alle Zellen des *Tolypothrix*-Fadens stehen durch Plasmodesmen miteinander in Verbindung. Die Tüpfelhaut wird von einer Plasmaverbindung im Zentrum durchbohrt. Das Anlagern von Verschlußkörpern an beiden Seiten der Tüpfelhaut ist ohne Einfluß auf die Plasmaverbindung. Durch die Ausbildung einer vegetativen Zelle zur Konkavzelle wird dieselbe beiderseits aus dem Verbande gelöst; die Plasmabrücken der Konkavzellen verschwinden, während die der Heterocysten persistieren. Die Tatsache, daß die Heterocystenprotoplasten trotz Bestehenbleibens ihrer Plasmaverbindungen durch die Auflagerung der Verschlußkörper aus dem Stoffverkehr mit den

Nachbarzellen vollkommen ausgeschaltet werden, denn die Heterocysten entnehmen trotz Bedarfes nie etwas von den Reservestoffen der Nachbarzellen, dürfte dafür sprechen, daß eben dieser Stoffaustausch ausschließlich diosmotisch durch die Tüpfelmembranen hindurch, nicht aber durch Vermittelung der Plasmodesmen sich vollzieht, letztere vielmehr einzig und allein im Dienste der Reizleitung stehen. Die Verhältnisse bei *Tolypothrix* sind mutatis mutandis auf die übrigen *Cyanophyceen* zu übertragen.

XV. Abschnitt.

Bemerkungen zu den verwandtschaftlichen Beziehungen zwischen Cyanophyceen und Bakterien.

Ich habe nicht die Absicht, hier ausführlich auf die Beziehungen zwischen den *Cyanophyceen* und *Bakterien*, als dem anderen Zweig der Schizophyten, einzugehen. Nur mit wenigen Worten möchte ich diese Angelegenheit berühren, da vergleichende Untersuchungen zwischen *Bakterien* und *Cyanophyceen* mich zu einer Auffassung nötigen, welche von der Fischers wesentlich abweicht. Die verwandtschaftlichen Beziehungen zwischen *Cyanophyceen* und *Bakterien*, welche man von jeher annahm und im bisher üblichen System zum Ausdruck brachte, werden von Fischer in Abrede gestellt, weil 1. der Inhalt der Bakterienzelle sich gleichartig färbe, weil 2. Flußsäure in der Bakterienzelle nicht einen sogenannten Zentralkörper herauslöse, wie bei der *Cyanophyceen*-Zelle und weil 3. der Inhalt ein ebensolches osmotisches System darstelle, wie der einer ausgewachsenen Pflanzenzelle und folglich nicht den Namen eines Kernäquivalents, eines Zentralkörpers, sondern den eines Protoplasten verdiene.

Gegen den ersten Grund zeugen jedoch schon Fischers eigene Angaben und Abbildungen. In Fig. 61 sieht man deutlich eine dichtere und mehr gefärbte Zentralpartie, ebenso, ja fast noch

deutlicher in den Fig. 63, 65 und 66, welche sich alle auf *Chromatium Okenii* beziehen. Um diese dichtere Zentralpartie zu erklären, nimmt Fischer seine Zuflucht zu der ganz vagen Annahme, dieselbe entstehe durch den Druck von seiten der Schwefelkörner; ich halte diese dichte Zentralpartie für einen Zentralkörper, homolog dem der *Cyanophyceen*-Zelle; in ihnen liegen die mit Hämatoxylin gefärbten violetten Zentralkörner genau wie bei den *Cyanophyceen*. Diese Verhältnisse treten ebenso klar hervor bei *Beggiatoa alba* in den Fig. 67 und 68. Die violetten Körner sind natürlich nicht, wie Fischer angibt, Chromatinkörner, sondern ebenfalls Zentralkörner; auch hier sollen „Druckbilder der Schwefelkörner stärker gefärbte Zentralkörper geben" (!). Bei *Cladothrix dichotoma* endlich verhalten sich die Inhaltsstoffe ebenso (Fig. 73 und 74); auch hier sind die dunklen Körner mit Delafield tingierte Zentralkörner und endlich ebenso auch bei *Bacillus anthracis* (Fig. 74 und 76), bei den Typhusbacillen (Fig. 77) und den Choleravibrionen (Fig. 78).

Ich halte den größten Teil der Fischerschen Abbildungen für die Darlegung der weitgehenden Analogie zwischen den Verhältnissen in der *Cyanophyceen*-Zelle und der Bakterienzelle für so geeignet, daß ich darauf verzichte, die ganz analogen Befunde an einer Reihe anderer dem Marburger Institut entnommener Bakterien in weiteren Abbildungen wiederzugeben. Die mit Hämatoxylin und Methylenblau leicht und deutlich in vielen *Bakterien* zu färbenden Körner sind die Volutanskugeln A. Meyer-Grimmes und die Zentralkörner der *Cyanophyceen*-Zelle, dafür sprechen die im Abschnitt: Zentralkörner in extenso mitgeteilten Befunde; die wenigen, dort namhaft gemachten Abweichungen halte ich für irrelevant und die Möglichkeit für durchaus nicht ausgeschlossen, daß sie bei noch weiterer Beschäftigung mit den Volutanskugeln restlos verschwinden.

Das zweite der von Fischer ins Feld geführten Argumente fällt für mich weg, da, wie ich vorn nachgewiesen habe, Flußsäure den Zentralkörper der *Cyanophyceen*-Zelle nicht glatt löst, wie Fischer annimmt, sondern in der Zelle nur arge Verwüstungen hervorruft, die man irrtümlicherweise so auslegen kann, wie es Fischer tut.

Was nun das dritte Argument anlangt, so halte ich dasselbe für total verfehlt. Wie ich aufs eingehendste dargelegt habe, ist in der normalen *Cyanophyceen*-Zelle meist eine Zellsaftvakuole überhaupt nicht vorhanden, und doch wird wohl Fischer nicht an ihrer Zellnatur zweifeln wollen. Die Plasmolyse ist, weil eben ein ganz anderes osmotisches System vorliegt, als in einer mit Zellsaftvakuole ausgestatteten Zelle, demgemäß auch eine andere, eben eine Schrumpfungsplasmolyse. Mehr als eine solche Schrumpfungsplasmolyse hat man bisher auch in den *Bakterien* nicht nachweisen können oder besser gesagt, es ist noch nicht gelungen, zu beweisen, daß die Plasmolyse der Bakterienzelle etwas prinzipiell anderes ist, als die in der vakuolenfreien *Cyanophyceen*-Zelle sich vollziehende Plasmolyse. Gerade diese Uebereinstimmung ist mir ein neuer Beweis dafür, daß die Bakterienzelle sich aufs engste an die Cyanophyceenzelle anschließt.

Die Tatsache, daß die Zentralkörner sowohl bei den *Bakterien* wie bei den *Cyanophyceen* in einer mit geeigneten Tinktionsmitteln sich stärker färbbaren, nicht bloß dichteren, sondern eben anders organisierten Zentralpartie sich befinden, halte ich für ausreichend, solange auch eine Homologie zwischen dem Zentralkörper und der dichteren Mitte des Bakterienprotoplasten anzunehmen, bis das Gegenteil bewiesen wird, daß diese Homologie nicht gestützt werden kann. Die stärkere Färbbarkeit der zentralen Partie des Bakterienprotoplastes wird, davon bin ich überzeugt, ebenso auf einen Chromatingehalt zurückzuführen sein, wie bei den *Cyanophyceen*; mit anderen Worten, die Kernnatur des zentralen Teiles der Bakterienzelle zu beweisen, wird ebenso nur eine Frage der Zeit sein, wie es nur eine solche war für den Zentralkörper der *Cyanophyceen*-Zelle. Dies letztere nunmehr mit definitiver Sicherheit bewiesen und damit diese Frage zum Abschluß gebracht zu haben, halte ich für einen der Erfolge meiner Untersuchungen. Die Reservestoffrolle für die Zentralkörner der *Cyanophyceen*-Zelle ist erwiesen, die der entsprechenden Granulationen (Volutanskugeln) bei den Bakterien ebenfalls, denn die Menge dieser Kugeln nimmt von den Keimstäben ab bis zur Fertigstellung der Sporangien zu, ver-

mindert sich mit dem Fortschreiten der Sporenbildung und ist meist gleich null nach vollendeter Sporenbildung. Da nun bei den *Cyanophyceen* die Zentralkörner stets im Zentralkörper liegen, ist es nur logisch, die analogen, chemisch-physikalisch und physiologisch analogen Gebilde in der Bakterienzelle ebenfalls in deren Zentralkörper zu verlegen und nach allen Erfahrungen, welche ich an denselben gemacht habe, ebenso nach denen anderer, drängen sie sich häufig sichtlich wie bei *Chromatium, Beggiatoa* und anderen *Bakterien* in der Mitte des Protoplasten deutlich zusammen (siehe auch Nadson, Bütschli), und wie bei den *Cyanophyceen* auch die scheinbar peripher, d. h. im Cytoplasma liegenden Zentralkörner doch in Auszweigungen der Zentralkörpermasse eingeschlossen sind, so kann auch hier eine scheinbar periphere Lagerung nicht gegen die Zugehörigkeit der Bakterienkugeln zum Zentralkörper zeugen.

Da nun weiter der Zentralkörper der *Cyanophyceen* ein echter Kern mit allen einem Kerne zukommenden Eigenschaften ist, so halte ich es weiter nur für eine von der Logik zunächst gebotene Forderung, auch den Zentralkörper der Bakterienzelle für einen echten Kern zu erklären. Daß man die Kernfrage der *Bakterien* an kleinen Formen jemals wird zu entscheiden vermögen, halte ich für ziemlich ausgeschlossen; man wird sich dazu immer größerer Formen bedienen müssen, wenn man nicht immer wieder nur mit einem gewissen Grade von Wahrscheinlichkeit die Kernexistenz behaupten will, wie das ja neuerdings öfter geschehen ist. Bei den größeren Formen der *Bakterien* aber ist diese Frage beinahe schon entschieden, denn bei ihnen spricht man zum Teil schon vom Zentralkörper und kann ihn sichtbar machen und hat ihn, wenn auch meist noch mit nicht besonders geeigneten Hilfsmitteln sichtbar gemacht. Ja, für die *Beggiatoaceen* und ebenso für gewisse vorläufig zu den *Chlamydobakteriaceen* gestellten *Bakterien* gilt mit Recht, daß sie sich so eng an kleine *Oscillariaceen* anschließen, daß es oft Schwierigkeit macht oder wie Willkür erscheint, sie von letzteren generisch zu trennen. Bei diesen Formen ist die Zentralkörperfrage von neuem in Angriff zu nehmen, d. h. bei diesen Formen ist mit Eifer und mit denselben nunmehr bei den *Cyanophyceen* erprobten

Mitteln nach der mitotischen Kernteilung, nach Chromatin, nach den Chromosomen und ihren gesetzmäßigen Umlagerungen etc. zu suchen. Alles was FISCHER in seinen Figuren von *Chromatium*, *Beggiatoa* etc. als „Chromatin, chromatische Substanz" etc. bezeichnet, hat mit Chromatin nicht das mindeste zu schaffen, es sind Zentralkörner, mit Hämatoxylin mit oder ohne Eisenbeize gefärbt. Die Färbung dieser Körner in den Fig. 60, 61, 75 mit Delafield ist falsch angegeben, so rot ist deren Färbung auch in Kanadabalsam niemals.

Ich gelange hiernach auf Grund meiner *Cyanophyceen*-Untersuchungen zu der Auffassung, daß das Auftreten von Fetttropfen, Glykogen, Volutanskugeln im Protoplasten der *Bakterien* zunächst die Behauptung BÜTSCHLIS, die Hauptmasse des Bakterienleibes bestehe aus einem geformten Zellkerne, zwar etwas modifizieren wird, aber nicht zu widerlegen braucht. Die sogenannten „Chromatinkörner der Zellkerne" BÜTSCHLIS sind Zentralkörner, also ergastische Gebilde wie bei den *Cyanophyceen* und liegen höchst wahrscheinlich wie bei letzteren so auch bei den *Bakterien* im Zellkern, welcher immerhin einen beträchtlichen Teil des Bakterienleibes ausmachen dürfte. Wie bei *Chromatium* und *Beggiatoa* schon jetzt feststeht, dürfte auch bei den übrigen *Bakterien* der Kern einen nicht unbeträchtlichen Raum in der Zelle neben dem quantitativ zurückstehenden Cytoplasma einnehmen; immer wird er wie bei den *Cyanophyceen* und den gesamten *Bakterien* durch die Granulationen des Cytoplasmas in seiner freien Ausformung beeinträchtigt sein, häufig wie bei jenen Zentralkörner und Chromatin nebeneinander oder wenn die Zentralkörner fehlen, stets das letztere enthalten, während Fett, Glykogen, Proteinkristalloide etc. auch bei den *Bakterien* Einschlüsse des Cytoplasmas darstellen dürften.

Alles, was man bisher als Zellkern der *Bakterien* angesprochen hat, kann ich hiernach nicht dafür halten, ich muß auch hier die goldene Mitte für das Richtige erachten. BÜTCSHLI ist zu weit in das eine, diejenigen, welche einen relativ kleinen Kern in der

Bakterienzelle gesehen haben wollen, sind zu weit in das andere Extrem geraten. Vermutlich werden sich die Verhältnisse bei den meisten *Bakterien* denen bei *Chromatium* und *Beggiatoa* anschließen. Sollte diese Vermutung sich als unrichtig erweisen, so würde man gezwungen sein, das Gros der *Bakterien* von den *Chlamydobakteriaceen* und den *Beggiatoaceen* systematisch loszulösen, was bei der im übrigen so weitgehenden Uebereinstimmung der Angehörigen dieser Familien mit den anderen Spaltpilzen große Schwierigkeiten bereiten würde.

Bemerkung zu Brands „Morphologisch-physiologischen Betrachtungen über Cyanophyceen". (Beihefte zum botanischen Centralblatt. Bd. XV [im Druck befindlich]).

Das Manuskript dieser Abhandlung wurde am 8. Juni h. a. an die Verlagsbuchhandlung Gustav Fischer abgesandt; am 28. Juni gelangte die Korrektur einer für die von mir redigierten „Beihefte des botanischen Centralblattes" bestimmten Arbeit von Brand: „Morphologisch-physiologische Betrachtungen über Cyanophyceen" in meine Hand. Diese Arbeit enthält mancherlei Interessantes und zweifellos Richtiges, daneben jedoch auch mehrere Angaben, welche ich auf Grund meiner Beobachtungen an *Tolypothrix*, die Brand ebenfalls untersuchte, anders als dieser Autor zu deuten mich veranlaßt sehe.

Daß die Darstellung der Entwickelung der Heterocysten der *Cyanophyceen* von Braun und Borzi nicht richtig ist, bedarf keiner Auseinandersetzung mehr; aber auch die von Brand ist es nicht, weshalb ich hier noch einige diesbezügliche kurze Bemerkungen zufügen will, wenn ich auch im allgemeinen auf die ausführlichen Mitteilungen in den betreffenden Abschnitten dieses Buches hinweisen muß.

Die von Brand (p. 39) erwähnten „dunkelgrün gefärbten, intercellularen Ausscheidungen zwischen zwei aneinanderstoßenden

vegetativen Zellen" sind meine Konkavzellen, deren Hervorgehen aus rein vegetativen Zellen des Fadens von mir durch alle aufeinanderfolgenden Phasen beobachtet und in dem diesen Zellen gewidmeten Abschnitte genau beschrieben wurde. Die Konkavzellen sind umgewandelte, metamorphosierte Fadenzellen und nicht intercellulare Ausscheidungen.

Brand hat recht, wenn er (p. 39) in Bezug auf die Pori sagt: „Plasmaverbindungen werden bekanntlich auch zwischen den vegetativen Zellen der *Nostochineen* mit gutem Grunde angenommen"; angenommen sind sie freilich bereits worden, aber vor mir noch von niemandem wirklich gesehen und bildlich nach Präparaten dargestellt worden.

Meine Erfahrungen über die Cellulosereaktion der Heterocysten- oder Grenzzellen-Membran stimmen mit denen Brands in der Hauptsache überein, dagegen kann ich den Auslassungen dieses Autors über die „Verschlusskörper", wie ich die knopfartigen Pfröpfe auf den Tüpfelmembranen der Heterocysten benannt habe, nicht beipflichten. Von einer Obliteration der Pori kann nicht die Rede sein, die Tüpfelhaut liegt immer, wenn man nicht künstlich Zerrungen hervorruft, genau in der Fläche der Querwand: nur bei einseitiger Druckvermehrung oder -verminderung kann man sie aus- oder einstülpen. Von den „Prominenzen" gehören nicht nur die auffallendsten nicht der Membran an, sondern überhaupt keine. Es handelt sich hier stets um vom Protoplasten erzeugte und der Tüpfelhaut aufgelagerte Gebilde, über deren Form, chemische Zusammensetzung, tinktionelles Verhalten. Konsistenz etc. ich in dem Abschnitte „Verschlußkörper" aufs eingehendste berichtet habe; die Verschlußkörper sind weder Cyanophycinkörner (Borzi etc.) noch Eiweißkristalloide (Hegler). Was Brand mit den Worten (p. 40): „Bei mittelstarker Vergrößerung erscheinen sie, die Prominenzen, oft nicht deutlich von der Membransubstanz abgegrenzt. Deshalb wird gewöhnlich nur der äußere Umriß der eventuell aus Membransubstanz und Zellinhalt bestehenden polaren Verdickung gezeichnet, ohne deren innere Differenzierung zu berücksichtigen". ausdrücken will, verstehe ich

zwar, nicht aber, daß ihm nicht gelang, die Verschlußkörper als bloße Auflagerungen auf die Membran zu erkennen. Die Verschlußkörper sind der Heterocystenmembran stets aufgelagert, sie bedecken die Tüpfelhaut und greifen mit ihren Rändern noch mehr oder minder weit über den die Tüpfelhaut einfassenden Cellulosewulst. Es gelingt leicht, die Verschlußkörper abzuheben einerseits, andererseits sie durch mechanischen Druck zu deformieren, woraus ihre weitere Konsistenz folgt.

Ueber den Bau des Heterocysten-Protoplasten und über dessen allmähliche Degeneration, über das Verschwinden der diversen Granulationen, der Chromatophoren und des Kernes während dieser Degeneration der Grenzzellen verweise ich auf die detaillierten Angaben im Abschnitt „Heterocysten" dieses Buches. Heterocysten habe ich nie „Gonidien" bilden und niemals „keimen" sehen, welche beide Lebensäußerungen derselben Brand für wahrscheinlich hält. Ihre Funktion erblicke ich vielmehr mit Borzi erstens in der Unterbrechung des unbegrenzten Wachstums der Fäden, sodann aber nach meinen Erfahrungen besonders an *Tolypothrix* in erster Linie in ihrer Beihilfe bei der Hormogoniengeburt einesteils, bei der Bildung von Scheinästen anderenteils; immer ist ihre feste Verbindung mit der Scheide dabei wesentlich, denn nur so können sie bei beiden Vorgängen sozusagen als Widerlager wirken. Meine Konkavzellen sind identisch mit den „anneaux blancs" und den „anneaux de matière refringente" der französischen Autoren und mit den „Nekriden" Brands; im durchwachsenen Zustand (Schwendener) sind sie Brands „Spaltkörper". Die einem Verschleimungsprozeß anheimfallende normale vegetative Zelle wird unter der Druckwirkung einer oder beider Nachbarzellen deformiert; ist der Druck besonders in der Mitte stark und andauernd, so wird die Konkavzelle durchbohrt und erscheint erst als grüner, später häufig farbloser Ring.

Der Ausspruch Brands (p. 41): „Bezüglich einer Angabe von Hegler (p. 294), daß die „Kerne" der Grenzzellen schon frühzeitig degenerierten, habe ich (Brand) nur darauf hinzuweisen, daß den

Zellkernen anderer Algen morphologisch äquivalente Gebilde bei den *Cyanophyceen* wohl vermutet, aber nicht nachgewiesen sind. Es ist also die Auffassung Heglers lediglich eine mit ungenügend bewiesenen Voraussetzungen verquickte Umschreibung der Braunschen Angabe", erhält in meinem Abschnitt „Zentralkörper" und durch meine zahlreichen Abbildungen des karyokinetischen Teilungsprozesses des Kernes die nötige Berichtigung.

Auf diese kurzen Bemerkungen zur Brandschen Abhandlung muß ich mich vorläufig hier beschränken; sie genügen auch, einige Differenzen in der Auffassung von Brand und mir anzudeuten. Daß gerade infolge dieser Meinungsverschiedenheit das vergleichende Studium der interessanten Abhandlung Brands und der meinigen, welche vollkommen unabhängig voneinander entstanden, zur Aufhellung einzelner strittiger Punkte wesentlich beitragen wird, kann einem Zweifel kaum unterliegen. Ich werde an anderem Orte auf diese Probleme zurückkommen.

Der Verfasser.

Anhang.

I. Uebersicht über die wichtigsten Reaktionen und Färbungen.

Methylenblau.

Lebendfärbung.

Scheide farblos bis sehwaeh bläulich.
Verschlusskörper farblos.
Zentralkörper hellblau, Chromosomen dunkelblau.
Zentralkörner dunkelblau—blausehwarz.
Cyanophyeinkörner farblos.
Grenzzellen gelb.
Konkavzellen blaugrün—blau.

Auf Zusatz von 0,3 % Salzsäure verblassen die Zentralkörper, die Zentralkörnerfärbung bleibt; naeh 48-stündiger Säurewirkung sind die Zentralkörper vollkommen entfärbt,
auf Zusatz von Alkohol: peripherisches Plasma farblos, Zentralkörner blau, Zentralkörper heller.

Alkoholisches Methylenblau ohne Fixierung.

Scheide farblos bis hellblau, selten dunkler.
Versehlusskörper farblos.
Zentralkörper hellblauglänzend.
Zentralkörner dunkelblau (Fig. 1, Taf. b), seltener hellblau (Fig. 3, Taf. b).
Cyanophycinkörner rot (Taf. b, Fig. 1 u. 3).
Inhalt der Grenzzellen hellgelb rötliche Körnchen? (Fig. 2 b, Taf. b).

Loeffler's Methylenblau (stark verdünnt).

Zentralkörper quillt und wird glasklar — Scheide
später werden die Zentralkörner dunkelblau — Verschlusskörper farblos
Chromosomen dunkelblau — Grenzzellen gelb.

Nach Fixieren mit
Pikrinsäure.

Scheide farblos oder sehwaeh blau, mitunter dunkler.

Cytoplasmen fast farblos.
Zentralkörper hellblau.
Zentralkörner mit korrodierten dunkelblauen Resten.
Cyanophycinkörner farblos.
Verschlusskörper farblos.

Essigsäure.

Zentralkörner dunkelblau.
Cyanophycinkörner farblos.

Formol.

Cytoplasma diffus blau.
Zentralkörner blauviolett (nicht alle, viele farblos!).
Scheide hellblau.
Verschlusskörper weisslichbläulich.
Konkavzellen dunkelblau.

Methylenblau (Ehrlich).

Pikrinsäurefixierung.

Zentralkörper in vegetativen Zellen deutlich abgegrenzt, blau (bisweilen mit Stich ins Grünliche).
Zentralkörper schlecht abgegrenzt.
Verschlusskörper farblos.
Scheide hell- bis dunkelblau.

Nach Behandlung mit verdünnter Essigsäure.

Scheide hellblau.
Zentralkörper hellblau.
Chromatophor grün.
Cytoplasma.
Verschlusskörper farblos.
Zentralkörner bis schwarzblau, aber langsamer sich färbend als die peripherischen Körner.
Grenzzelleninhalt gelb bis orange, vakuolig, der Zentralkörper bläulichgrün, aber weniger scharf abgegrenzt und unregelmässig konturiert, die Zentralkörner sind meist verschwunden, mitunter vorhanden, färben sich dann aber nicht!
Konkavzellen dunkelblau.

Methylenblau (Loeffler) + Jodjodkalium.

Frisches Material mit Methylenblau Loeffler ausgefärbt, in Jodjodkaliumlösung nach Abwaschen mit Wasser übergeführt.
Konkavzellen dunkelbraun oder farblos.
Heterocysten ebenso.
Zentralkörper gelbbräunlich.
Verschlusskörper farblos.
Chromatophoren blaugrün
Zentralkörner braun.

Cyanophycinkörner farblos.
Chromosomen indigoblau—braun.
Da absoluter Alkohol die Zentralkörner nicht entfärbt, wurde durch 50, 60, 96 % und absoluten Alkohol durchgeführt und nach Nelkenöl in Kanadabalsam eingebettet.
Es erwies sich dieses Verfahren als eines der besten zum deutlich Sichtbarmachen der Chromatophoren, welche blaugrau bis blauviolett erscheinen, letzteres besonders häufig in ausgezeichnetster Weise in den jungen Heterocysten (siehe Fig. 14, Taf. c).
Gomphonemastiele braun.

Hämatoxylin (Delafield).

Scheide bläulich bis violett.
Verschlusskörper farblos.
Zentralkörper dunkelgrau.
Cytoplasma bläulich.
Grenzzelle, Cytoplasma hell, Zentralkörper mitunter in Glockenform, dunkelviolett.
Zentralkörner braunschwarz, quellen stark und verschwanden z. T.
Chromosomen hellviolett—bräunlich, sehr dunkel.
Konkavzellen meist blaugrün.
Chromatophoren bläulichgrau.
Gomphonemastiele blauviolett—schwarzviolett.
Zur Herstellung von Dauerpräparaten benutzt man am besten Alkoholmaterial und verdünntes Delafieldsches Reagens, transportiert nach der Färbung in 60 % und dann in absoluten Alkohol, Nelkenöl, Kanadabalsam.

Fuchsin.

1 + 10, unfixiertes Material.

Cytoplasma rot.
Scheide rosa, Membran rot.
Heterocysteninhalt gelb.
Konkavzellen intensiv rot, homogen.
Zentralkörner farblos oder schwach gefärbt, die Färbung wird deutlicher bei Behandlung mit verdünnter Schwefelsäure.
Cyanophycinkörner farblos.
Verschlusskörper farblos.

Vitalfärbung mit ganz verdünntem Fuchsin.

Färbungen wurden allmählich wie in 1 + 10-Lösung, lassen sich aber besser verfolgen, besonders ehe die Cytoplasmafärbung störend wird.
Fast momentane Rotfärbung der Konkavzellen und mancher Heterocysten.
Zentralkörper schön lila, Mischfarbe von Fuchsin und aus den Chromatophoren entstehendem Phykoeyan.

Zentralkörner bleiben farblos, quellen etwas.
Cyanophycinkörner farblos (wurde an den grossen Cyanophycinkörnern von *Nostoc* und *Anabaena* kontrolliert).
Deutliche Rotfärbung zahlreicher Fetttropfen.
Junge Querwände intensiv rot.

Karbolfuchsin.

Bis zur Dampfentwickelung erwärmt. Unfixiertes Material.
Cytoplasma rot.
Grenzzellinhalt gelb.
Konkavzellen intensiv rot, homogen.
Scheide rosa.
Membran rot.
Zentralkörper hellbläulichviolett; er färbt sich gleichzeitig mit Fuchsin und ausgetretenem Phykocyan.
Chromatophoren deutlich grauschwarz, in einzelnen Zellen, z. B. in manchen Heterocysten, rot.
Cyanophycinkörner, wohl nicht gefärbt, ist wegen starker Cytoplasmafärbung nicht sicher zu beurteilen.
Zentralkörner schwach gefärbt, die Färbung wird meist verdeckt.
Meist starke Schrumpfungsplasmolyse. Deutliches Hervortreten der Tüpfelmembranen in den Querwänden und der Plasmodesmen.
Verschlusskörper farblos.
Mitunter treten zahlreiche, der Membran innen anliegende, Kügelchen intensiv rot gefärbt auf.

Methylviolett (Pyoktanin).

Vitalfärbung.

Scheide violett.
Zentralkörper hellviolett.
Zentralkörner violett.
Cyanophycinkörner farblos.
Grenzzellen. Zentralkörner violett.
Zentralkörper nicht sichtbar.
Cytoplasma gelblich-orange; Vakuole sehr deutlich.
Konkavzellen violettblau.
Verschlusskörper farblos.
Cytoplasma der vegetativen Zellen blaugrün.

Gramsche Methode.

Anilinwassergentianaviolettlösung; Jodjodkalium (1 J + 1 Jk + 200 Wasser).

Mit Formol fixiertes Material, ohne Alkoholbehandlung.

Scheide farblos.
Cytoplasma der vegetativen Zellen violettrot.
„ der Heterocysten diffus violett.
Zentralkörner ungefärbt.

Cyanophycinkörner violett bis blauschwarz.
Verschlusskörper farblos (?).
Konkavzellen dunkelviolett.
Zentralkörper nicht deutlich, vielleicht etwas schwächer tingiert als das Cytoplasma.

Unfixiertes Material, mit vorsichtiger Alkoholbehandlung.

Zentralkörner indogoblau bis schwarzblau.
Cyanophycinkörner farblos.
Verschlusskörper braunviolett.
Scheide und Membranen ungefärbt.
Chromatinkörner und Chromosomen dunkelblau gefärbt.
Die Gramsche Methode gestattet jedoch nicht eine solche Differenzierung, welche die Chromosomen allein tingiert liesse; bei Alkoholbehandlung entfärben sich nur die Zentralkörner stets viel langsamer, dass man sie dunkel in farblos gewordener Umgebung sieht.
Sehr prägnant gelingt es, die Cyanophycinkörner schwarzblau, die Zentralkörner und die Chromosomen ungefärbt zu erhalten, wenn man nach energischer Färbung mit Anilinwassergentianviolett die Fäden sofort ohne Alkoholwäsche in verdünnte Jodjodkaliumlösung, absoluten Alkohol und Nelkenöl überführt und erst nach längerem Verweilen in Nelkenöl, welches differenziert, in Kanadabalsam einbettet.
Bei *Nostoc* und *Anabaena* stört die Farbstoffspeicherung in der Schleimhülle. Nach Sublimatfixage nehmen die Heterocystenmembranen eine rötlichviolette Färbung an. Die Cyanophycinkörner bleiben farblos oder heben sich hell vom dunklen Cytoplasma ab.

Essigsäurekarmin (Schneider, 35 % Eisessig)
ist das beste Tinktionsmittel für die Cyanophycinkörner.

Nach Sublimatfixage.

Scheide farblos bis rosa.
Zentralkörper, Chromatinkörner und Chromosomen rot.
Cyanophycinkörner rot.
Zentralkörner heller als der übrige Inhalt, mitunter farblos, gequollen.
Verschlusskörper farblos.
Grenzzelleninhalt gelb.
Konkavzellen gar nicht gefärbt oder schwach gelblichrot.

Nach Alkoholfixage.

Zentralkörner gelblich.
Cyanophycinkörner rot, mit Stich ins Bläuliche.

Nach Formolfixage.

Scheide gelblichweiss.
Zentralkörper nicht deutlich hervortretend.
Cyanophycinkörner rot.

Zentralkörner ungefärbt, unverändert.
Cytoplasma der vegetativen Zellen rosa.
Cytoplasma der Grenzzellen rosa.
Konkavzellen gelblich.
Verschlusskörper farblos.

Chloralkarmin.

Scheide schwach rosa.
Cytoplasma homogen dunkelrot.
Zentralkörner gelblich, sehr deutlich, kuglig.
Cyanophycinkörnerfärbung verbirgt sich meist hinter der Cytoplasmafärbung.
Verschlusskörper wenig gefärbt.

Alaunkarmin.

frisches Material (24 h).
Verschlusskörper schwach gefärbt, nur an dickeren Stellen deutlich.
Cyanophycinkörner gut gefärbt.
Zentralkörner gequollen, ungefärbt.

Pikrokarmin.

Zentralkörner bleiben farblos, quellen und erhalten einen hellen breiten Hof.
Cyanophycinkörner rot (ungleichmässig).
Verschlusskörper rot.
Scheide farblos bis hellrosa, Zellmembran ungefärbt.
Cytoplasma mit Chromatophoren gelblichgrün.

Ammoniakkarmin.

(24 Stunden, frisches Material.)

Verschlusskörper ungefärbt.
Cyanophycinkörner ungefärbt.
Zentralkörner ungefärbt.
Scheide rot.
Die Ammoniakkarminbehandlung hat merkwürdigerweise den Austritt des Phykocyans aus den Chromatophoren zur Folge. Spült man 24 Stunden in Ammoniakkarmin aufbewahrte Fäden mit Wasser ab, so ist ein Teil der Zellen plasmolysiert, der Zwischenraum zwischen Protoplast und Zellwand ist mit blauer Lösung des Phykocyans erfüllt. Das Chromatophoren führende Cytoplasma sieht maigrün aus, die Scheide rot. Mitunter ist keine Kontraktion des Protoplasten vor sich gegangen, dann färbt das Phykocyan den Zentralkörper himmelblau.

Safrananin-Gentiaviolett-Orange.

SO_2-Fixage—Alkohol—Safranin—Gentianaviolett—Orange—Alkohol—Nelkenöl—Kanadabalsam.

Scheide hellviolett.

Inhalt der vegetativen Zellen rosa.
Chromatophoren grau, sehr deutlich.
Zentralkörner farblos.
Chromosomen rot.
Verschlusskörper gelborange, gequollen, in hellrötlicher Umgebung.
Zellkern in vielen Grenzzellen schön rosa, ohne Chromosomen.

Nach Chromosmiumessigsäurefixage.

Nicht brauchbar, weil die Scheide intensiv violett gefärbt wird. Chromosomen relativ wenig tingiert.

Eosin.

Formolfixage—Eosin(wässr.)—Alkohol—Nelkenöl—Kanadabalsam.

Scheide farblos.
Alles mehr oder minder gleich stark hellrot gefärbt, nur die Verschlusskörper und die Chromosomen erscheinen mehr gelblich glänzend.

Orange.

Orange färbt unter Umständen die Verschlusskörper schön dunkelgelb, während die Cyanophycinkörner farblos bleiben, was auf eine differente Natur beider Gebilde hinweist.

Neissers Reaktion. (Karbolfuchsin + 1 % Schwefelsäure + Methylenblau.)

Scheide und Membran hellblau.
Verschlusskörper gar nicht gefärbt oder höchsten blassrosa.
Zentralkörner rotviolett, gequollen.
Cytoplasma gelborange, vakuolig.
Konkavzellen dunkelfuchsinrot.
Heterocysteninhalt hell—dunkelfuchsinrot.

Rutheniumrot.

Scheiden farblos oder schwach rot.
Membran farblos.
Zellinhalt gelbbräunlich.
Inhalt der Heterocysten hellgelb.
Konkavzellen rot.
Zentralkörner rot, Quellung.
Cyanophycinkörner ungefärbt.
Verschlusskörper ungefärbt, gequollen.
(Gomphonemastiele färben sich intensiv rot, ebenso die Substanz der *Tolypothrix*-Scheide in der nächsten Umgebung der Ansatzscheibe des Gomphonemastieles.) (Fig. 12, Taf. d.)

Kongorot.

Alkoholisch.

Scheide rosa bis dunkelrot.
Zellinhalt sehr klar, olivgrün.

Zentralkörner ungefärbt.
Cyanophycinkörner ungefärbt.
Heterocystenmembran rot.
Heterocystencytoplasma gelb.
Konkavzellen dunkelblaugrün, mitunter gelbrot bis rot.
Verschlusskörper kaum gefärbt.

Wässerig.

Scheide rosa bis dunkelrot.
Zellinhalt der vegetativen Zellen gelbgrün.
Membranen der vegetativen Zellen rosa.
Zentralkörper ungefärbt.
Zentralkörner farblos.
Cyanophycinkörner farblos, treten aber deutlich hervor.
Heterocystenmembran rot.
Heterocystencytoplasma gelblich.
Verschlusskörper ungefärbt.
Konkavzellen gelbgrün oder blaugrün.
Chromatophoren treten sehr deutlich hervor.

Ammoniakalisch.

Membran und Scheide rosa, auch die Heterocystenmembran, sonst nichts gefärbt.

Korallin.

In Wasser gelöst, ohne Fixierung.

Zellinhalt gelb.
Scheide farblos.
Zentralkörner schwach rosa.
Verschlusskörper ungefärbt.
Konkavzellen schwach gefärbt.

Alkoholische Lösung.

Verschlusskörper farblos.
Zentralkörner ungefärbt.
Konkavzellen ungefärbt.

1 Korallin + 25 % Natriumkarbonatlösung.

Scheide schwach rosa.
Verschlusskörper ungefärbt.
Zentralkörper ungefärbt.
Zentralkörner ungefärbt.
Cyanophycinkörner ungefärbt.
Grenzzellencytoplasma ungefärbt.
Cytoplasma der vegetativen Zellen ungefärbt.
Membran „ „ „ „

Jodgrün.

Vitalfärbung.

Verschlusskörper farblos.

Konkavzellen blaugrün.

1% wässerige Lösung 24 h.

Heterocysteninhalt blauschwarz.
Verschlusskörper dunkel.

Nach Alkoholfixierung.

Zellinhalt blaugrün.
Verschlusskörper farblos.
Zentralkörner farblos.

Jodgrün-Karbolfuchsin (Glycerin).

Schöne Chromosomenfärbung (siehe Fig. 3 Taf. k),

noch besser

Jodgrün-Fuchsin.

Nach Schwefligsäure- oder Formol- oder Sublimatfixage.

Chromatin grünblau bis blauviolett.
Cytoplasma hellrötlich bis rot.
Spindelfasern rot.
Zentralkörner farblos.
Verschlusskörper dunkelgrün.

Brillantblau.

Verschlusskörper dunkelblau.
Scheide hellblau—dunkelblau.
Karotinausscheidung (infolge des Glyceringehalts des Reagens) nimmt von der Endzelle an stetig an Menge zu. In der Endzelle ist dieselbe oft gleich 0. Karotinausscheidung auch in den jungen Grenzzellen.
Zentralkörner farblos bis hellgelb.
Cytoplasma in allen Zellen hellblau, in den Grenzzellen mitunter farblos.
Konkavzellen meist blau, mit homogenem Inhalt, ohne Karotin.
Cyanophycinkörner dunkelblau.
Zentralkörper hellblau.
Grenzzelleninhalt meist lange Zeit gelblich, später blau, vakuolig. Querwände der vegetativen Zellen dunkelblau.

Safranin (alkoholisch).

Jodfixierung.

Scheide hellrosa.
Chromatophorenzone bräunlichrot.
Verschlusskörper farblos.
Konkavzellen dunkelrot.

Alkoholfixierung.

Scheide farblos bis orange.
Zellinhalt moosgrün bis oliv.
Grenzzelleninhalt rosa—orange.
Konkavzellen rot.
Chromatophorenzone grünlich.

Zentralkörper rosa.
Zentralkörner gelblich (wohl nicht Eigenfarbe).
Verschlusskörper farblos.

Schwefligsäurefixierung.

Konkavzellen homogen rosa.

Bismarckbraun, wässerige Lösung 1 : 10.

Unfixiert.

Scheide hellgelbbräunlich.
Zentralkörner lösen sich nicht, werden höchstens etwas substanzärmer, verlieren ihre regelmässige Gestalt und färben sich burgunderrot.
Konkavzellen homogen orange bis braun.
Kontraktion des Inhalts fast momentan in den Grenzzellen, später in den vegetativen Zellen, dabei häufiges Ablösen der farblos bleibenden Verschlusskörper. Starke Kontraktion der Fäden und heftige Bewegung in den Scheiden.
Cyanophycinkörner bleiben ungefärbt.
Chromatophoren treten vorübergehend sehr deutlich hervor.

Alkoholische Jodlösung.

Scheide farblos bis hellgelb.
Zellinhalt braun.
Zentralkörper etwas dunkler.
Verschlusskörper farblos.
Grenzzelleninhalt hellgelb, körnig. Zentralkörper in der Mitte gelblichgrün.
Stärke nicht nachweisbar.
Zentralkörner farblos.

Chlorzinkjod.

Scheide gelblich.
Verschlusskörper farblos bis hellgelblich.
Cytoplasma dunkelbraun.
Membran der vegetativen Zellen farblos.
Membran der Grenzzellen blau.
Zentralkörper nicht hervortretend.
Zentralkörner farblos oder schwarzblau!
Cyanophycinkörner farblos.
Cytoplasma der Grenzzellen gelb.
Konkavzellen teils grün, teils braun, später blauviolett.
Bei *Nostoc* verquillt die Heterocystenmembran sehr stark, bleibt aber farblos, bei *Anabaena* wird sie blau.

Jodjodkalium.

Verschlusskörper farblos.
Zentralkörner farblos.

Cyanophycinkörner kaum gefärbt, schwer zu entscheiden, ob es sich überhaupt um Eigenfärbung handelt.

Heterocystenmembran mitunter hellviolett, Inhalt der Het. oft besonders stark gebräunt.

Konkavzellen dunkelbraun.

Bei *Anabaena* färbt sich der Zentralkörper meist dunkler als das periphere Cytoplasma.

Jod + Schwefelsäure.

Zellinhalt hell—dunkelbraun.

Zentralkörner farblos.

Cyanophycinkörner tiefbraun.

Heterocystenmembran violett.

Chromosomen anfangs glänzend hellgelblich.

Bei *Nostoc* Heterocystenmembran nicht gefärbt, ebenso bei *Anabaena*, bei welcher sich aber die Scheiden hellviolett färben.

Eau de Javelle.

Scheide unverändert.

Cytoplasma durch Entfärben der Chromatophoren ganz klar, dann gelöst.

Zentralkörner treten äusserst scharf als stark lichtbrechende Kugeln hervor. Sie werden vielleicht etwas kleiner und einige etwas hohlkuglig. Darauffolgende Methylenblaufärbung tingiert sie nur noch schwach, bisweilen nicht mehr. Das Cytoplasma wird hellblau, später dunkler und kontrahiert sich. Die Membranen färben sich dunkelblau bis schwarzviolett, die Scheide bleibt farblos und wird erst später bei einzelnen Fäden bläulich. Plasmaverbindungen (siehe diese). Auch nach stundenlanger Einwirkung des Eau de Javelle lösen sich die Zentralkörner nicht, dagegen die Membran der Zellen, während die Scheide erhalten bleibt; daher kommt es, dass schliesslich alle Zellprotoplasten isoliert in der Scheide liegen und dabei wundervoll klare Ansichten von der Querwand aus bieten.

Heterocystenmembran löst sich nicht. Die Verschlusskörper bleiben farblos.

Verschlusskörper lösen sich.

Chloralhydrat.

Zentralkörner lösen sich scheinbar momentan, erscheinen aber nach dem Auswaschen mit Wasser wieder und färben sich mit Methylenblau hell bis dunkelblau. Ihr Verschwinden ist aber keine Lösung, sondern nur Folge der Lichtbrechungsänderungen. Dabei erfahren sie aber eine leichte Quellung.

Die Chromatinkörner und Chromosomen quellen ebenfalls etwas, erscheinen glänzend auf mattem Grund und nehmen mit Methylenblau nach dem Auswaschen mit Wasser eine hellblaue Tönung an. In den Zentralkörner-freien Endzellen der Fäden sieht man das Chromatin sehr scharf.

Scheiden und Membranen werden ebenfalls fast unsichtbar.
Da sich die Cyanophycinkörner niemals färben mit Methylenblau, der Inhalt der Zellen aber durch Chloralhydrat in ausgezeichneter Weise aufgehellt wird, erscheint der Zellkern besonders in den Heterocysten ungemein klar (siehe Fig. 19 Taf. a).

Chlorcalcium.

Verdünnte Lösungen von Chlorcalcium, welche die Zellen noch nicht plasmolysieren, lassen in auffallend scharfer Weise die Zentralkörner hohlkugelig erscheinen.
Zentralkörper bläulichweiss.
Chromatophorenschicht maigrün.
Die Heterocysten plasmolysieren meist früher als die übrigen Zellen.

Chlorcalcium + Eisenchlorid.

Eisenchlorid hebt die Wirkung des Chlorcalciums auf die Zentralkörner auf. Eine Färbung irgend eines Zellbestandteils ist nicht zu bemerken. Zentralkörner schwer oder gar nicht sichtbar. Plasmolyse.

Eisenchlorid

bringt keinerlei Färbung hervor.
Plasmolyse.

Eisenvitriol

ruft keine Tinktion hervor.

Tannin-Eisenvitriol.

Scheide und Membran hellviolett.
Cytoplasma der vegetativen Zellen bläulichgrau.
Zentralkörner farblos.
Cyanophicinkörner nicht deutlich gefärbt, graubläulich.
Chromatophoren grau.
Heterocysteninhalt farblos.
Verschlusskörper ungefärbt.
Chromosomen violettgrau.
Eignet sich nicht zur Unterscheidung der einzelnen Zellinhaltsstoffe wegen zu gleichmässiger Färbung der verschiedenen Elemente.

Chrom-Osmium-Essigsäure (Flemming sches Gemisch).

Chromatophoren treten sehr deutlich hervor.
Chromosomen ebenfalls als stark glänzende Gebilde.
Mitunter Schwärzung winzig kleiner Fetttropfen, aber selten.
+ Loefflers Methylenblau.
Schnell und intensiv blau färben sich die Membranen der Heterocysten.
Die glänzenden Chromosomen werden allmählich blau, etwas gequollen.
Zentralkörner unter schwacher Quellung schwach blau.

Scheide hellblau.
Verschlusskörper farblos.
Cyanophycinkörner farblos.
Konkavzellen dunkelblau.
Mitunter erscheinen die Spindelfasern sehr deutlich (Fig. 6a Taf. k).

Platinchlorid.

Scheide und Membran grauviolett.
Es erscheinen kleine dunkle Körner im Cytoplasma verstreut (?).
Nachträgliche Tinktion mit Delafield (Alkohol-Glycerin-Wasser) zeigt die Chromosomen gefärbt und kontrahiert; eine Längsspaltung derselben nirgends zu finden. Die Zentralkörner sind zum Teil gefärbt. Sehr deutlich hier und da die Spindelfasern bei eingeschnürten Kernen.

Ameisensäure

zu frischem Material.

Zentralkörner quellen stark auf, treten äusserst scharf hervor, da der übrige Inhalt der Zellen sehr durchsichtig wird. Die Chromatophoren werden ebenfalls, aber nur vorübergehend, äusserst deutlich, später verschwinden sie fast.

Konzentrierte Magnesiumsulfatlösung.

Sofortige Plasmolyse aller Zellen ausser 1—7 Endzellen des Fadens und den Konkavzellen und starke Kontraktion des Fadens in der Scheide. Später verschwindet die Kontraktionsplasmolyse wieder. Die Chromatophoren werden weniger deutlich als zuvor; ich habe die klärende Wirkung dieser Lösung, von der Hegler spricht, nie beobachten können. Dasselbe gilt von der konzentrierten Ammoniaksulfatlösung, welche Hegler empfahl.

Kaliumbichromat (gesättigte wässerige Lösung).

Die Chromatophoren verquellen.
Scharfes Hervortreten der Cyanophycinkörner, farblos.
Chromosomen verquellen allmählich, glänzend.
In den Endzellen der Tolypothrixfäden werden häufig farblose Kugeln sichtbar (?).
Darauffolgende Methylenblaufärbung.
Zentralkörner dunkelblau.
Zentralkörper hellblau.
Chromosomenfärbung steht im Ton zwischen den beiden letzten.
Verschlusskörper farblos.
(Kugeln in den Endzellen scheinen zum Teil zusammengeflossen ?)

Pikrin-Nigrosin.

Unfixiertes Material.
Scheide blau-violett-grau.
Zellinhalt hellgelbgrün.

Zentralkörner meist schwach gefärbt, mitunter etwas dunkler durch die gefärbten Chromosomen.
Zentralkörner farblos.
Verschlusskörper farblos.
Konkavzellen gelblichgrün.
Das Cytoplasma wird vakuolig.
Chyanophycinkörner scheinen dunkel gefärbt zu sein (unsicher).
Im allgemeinen eignet sich dieses Reagens wenig, weil die Färbung der Scheide den Einblick in die Zelle und die Beurteilung der Tinktion der einzelnen Inhaltsbestandteile sehr erschwert und unsicher macht.

Methylgrün-Essigsäure.

Verschlusskörper farblos.
Scheide farblos bis schwach bläulich.
Zentralkörper hellblau.
Zentralkörner quellen etwas, färben sich aber kaum.
Cyanophycinkörner bleiben farblos.
Heterocysteninhalt gelb.
Konkavzellen blau.

Hartig-Zacharias' Blutlaugensalz-Eisenchlorid-Methode.

(1 10 % wässerige Ferrocyankaliumlösung + 1 Eisessig + 1 Wasser), 60 % Alk., verd. Eisenchlorid.

Scheide hellbläulich.
Verschlusskörper gequollen, farblos oder ganz schwach gefärbt.
Zentralkörner, sehr deutlich, farblos oder bläulich.
Grenzzelleninhalt gelblich, meist mit grosser zentraler Vakuole.
Konkavzellen grün, homogen.
Cytoplasma gelblich—bräunlich.
Wände der Grenzzellen oft bläulich bis blau.
Infolge der Einwirkung der Essigsäure in der gelben Blutlaugensalzlösung nach längerem Stehen Karotinausscheidung.
Cyanophycinkörner blau.
Chromosomen etwas verquollen, glänzend hellblau.

Ferrocyankalium + Essigsäure.

Chromatophoren sehr deutlich.
Zentralkörper glänzend, aber kontrahiert.
Verschlusskörper farblos.
Inhalt der vegetativen Zellen gelblich.
Scheide und Membran farblos.

Glycerin.

Nach längerer Einwirkung.

Zentralkörner bläulich (durch Phykocyan).
Karotinausscheidung körnerförmig.
Zentralkörner von der Farbe des Zentralkörpers.

Chromatophorenzone gelbgrün.
Verschlusskörper unverändert.
Konkavzellen blaugrün von gelöstem Phykocyan.
Grenzzelleninhalt gelborange.
Chromatophoren gut sichtbar (16—20 in einer $^1/_2$ Querreihe).

Kalilauge.

Mit 1 % Kalilauge ruft man ein momentanes Verquellen der peripheren Schichten der Zentralkörner hervor. Das Zentralkorn wird unregelmässig gelappt. Der unveränderte Kern färbt sich mit Methylen nach wie vor dunkelblau, der gequollene Teil hellblau. Bei weiterer Einwirkung von 1 % Kalilauge schützt die gequollene Hülle den gefärbten Kern, der erst sehr langsam ebenfalls der Quellung und Entfärbung verfällt.

Konzentriertere Lösungen von Kalilauge, sowie 1 % bei längerer Einwirkung bewirken ein vollständiges Verquellen der Zentralkörner und schliessliches Verschwinden derselben. Es entstehen Hohlräume, welche von den Zentralkörperresten umhüllt sind wie bei der Einwirkung von konz. Salzsäure und Flusssäure.

Millons Reagens.

Zentralkörner hohlkuglig.
Verschlusskörper lösen sich.
Chromatophoren sehr deutlich, ebenso viele periphere glänzende Körner.
In den Heterocysten und Konkavzellen kleine schwarzbraune kuglige Körnchen in geringer Zahl, häufig etwas gehäuft in der Umgebung der Verschlusskörper; vielleicht sind es Cyanophycinkörner, deren Tinktion in den vegetativen Zellen durch Gegenwart irgend welcher Substanz verhindert wird (Fig. 9 a b, Taf. d).

Zimmtaldehyd.

Frisches Material zeigt bei Einwirkung von Zimmtaldehyd, wenn auch nur vorübergehend, ein prachtvoll klares Hervortreten der Chromatophoren.
Scheide und Zentralkörner verschwinden fast vollständig, nur infolge der Lichtbrechungsverhältnisse.
Cyanophycinkörner ?
Der Zellinhalt wird vakuolig.

Salicylaldehyd.

Wirkt wie Zimmtaldehyd.

Vanillin + Salzsäure oder Schwefelsäure.

Cyanophycinkörner lösen sich (Oedogoninmkristalloide braun).
Verschlusskörper lösen sich.
Zentralkörner intensiv hellrot—violettrot.

Rauchende Salzsäure.

Scheiden lösen sich bis auf unscheinbare Reste, ebenso die Membranen.
Zentralkörner lösen sich momentan, an ihrer Stelle erscheinen Vakuolen.
Chromatophoren werden vorübergehend sehr deutlich.

Alphabetisches Verzeichnis einiger Reaktionen und Färbungen.

Seite

1. Alaunkarmin 207
2. Ameisensäure 214
3. Ammoniakkarmin 207
4. Bismarckbraun 211
5. Brillantblau 210
6. Carbolfuchsin 205
7. Chloralhydrat 212
8. Chloralkarmin 207
9. Chorcalcium 213
10. Chlorcalcium + Eisenchlorid 213
11. Chlorzinkjod 211
12. Chromosmiumessigsäure 213
13. Congorot 208
14. Corallin 209
15. Eau de Javelle 212
16. Eisenchlorid, Eisenvitriol 213
17. Eosin 208
18. Essigkarmin 206
19. Ferrocyankalium + Essigsäure 215
20. Fuchsin 204
21. Glycerin 215
22. Gram'sche Methode 205
23. Hämatoxylin Delafield 204
24. Hartig-Zacharias (Gelb. Blutlaugensalz-Eisenchlorid) 215
25. Jodjodkalium 211
26. Jodtinktur 211
27. Jod + Schwefelsäure 212
28. Jodgrün 209
29. Jodgrün-Karbolfuchsin 210
30. Kalilauge 216
31. Kaliumbichromat 214
32. Magnesiumsulfat, konz. 214
33. Methylenblau 202
34. Methylenblau (Ehrlich) 203
35. Methylenblau (Löffler) + Jodjodkalium 203
36. Methylgrünessigsäure 215
37. Methylviolett 205
38. Millon's Reagens 216
39. Neisser's Reagens 208
40. Orange 208
41. Pikrin-Nigrosin 214
42. Pikrokarmin 207
43. Platinchlorid 214
44. Rutheniumrot 208
45. Safranin 210
46. Safranin-Gentianaviolett-Orange 207
47. Salicylaldehyd 216
48. Salzsäure, rauchende 216
49. Tannin-Eisenvitriol 213
50. Vanillin + Salzsäure oder Schwefelsäure 216
51. Zimmtaldehyd 216

	Cyanophycin-körner	Verschluß-körper	Zentralkörner
Essigkarmin	rot	farblos	farblos, Stich ins bläuliche
Säurefuchsin	rot	rot	farblos
Säurefuchsin + Säure	farblos	farblos	intensiv rot
Karbolfuchsin	rosa	rosa	farblos
Karbolfuchsin + Säure	farblos od. rosa	farblos	Ringkörp., Quellung intensiv rot
Anilinwasser-Gentianaviolett (Gram)	n. Formolfixage violett, ohne Fixage farblos	braunviolett	dunkelindigoblau
Safranin-Gentianaviolett-Orange	farblos	gelborange	farblos
Platinchlorid	—	—	
Orange	—	orange	—
Bismarckbraun	farblos	farblos	burgunderrot
Eosin	rosa	farblos	farblos
Delafields Hämatoxylin	farblos	farblos	schwarzviolett
Säure-Delafields-Hämatoxylin (1‰ 24 Std.)	farblos	farblos	Ringkörper, kaum gefärbt
Boehmers Hämatoxylin	—	—	violett
Jodgrün	—	dunkelgrün	
Jodgrün-Fuchsin	farblos		farblos
Methylenblau-Vitalfärbung	farblos	schwach viol.	dunkelblau
Methylviolett-Vitalfärbung	farblos	erst farblos, dann violett	violett
Methylviolett-Jodjodkalium	farblos	schwarzviol.	—
Pikrin-Nigrosin	farblos	farblos	farblos
Alaunkarmin	rot	etwas gefärbt	farblos
Pikrokarmin	rot (ungleichm.)	rot	farblos
Ammoniakkarmin	wenig gefärbt	farblos	ungefärbt
Brillantblau	blau	blau	farblos
Gelbes Blutlaugensalz-Eisenchlorid 1 (10%) Ferrocyank. + 196% Essigs. + 1 Wasser	blau	farbl. gequoll.	farblos
Kongorot		farblos	
Rutheniumrot	ungefärbt	ungefärbt, gequollen	Quellung, rot
Jodjodkalium	ungefärbt	farblos	farblos oder schwach gelblich
Jod + Schwefelsäure	braun	farblos	farblos
Chlorzinkjod	farblos	farblos	z. T. blauschwarz
Millons Reagens	färbt nicht	—	werden zu Ringkörpern
Eau de Javelle	—	—	tret. scharf hervor
Tannin + Eisenvitriol	graubläulich	—	farblos
Tannin + Kaliumbichromat	(bräunlich)	farblos	farblos
Tannin + Osmiumsäure	(bläulichgrau)	farblos	farblos
Ammoniak	farblos	farblos	Ringkörper, die nachher mit Methylenblau sich nicht mehr färben

Scheide und Membran	Chromatin	Konkavzellen	Chromatophoren	Heterocysten
Scheide, farblos-				Inhalt gelb
rosa	—	—	—	
		intensiv rot	—	intensiv rot
Scheide rosa,	—	intensiv rot	—	Plasmaver-
Membran rot	—	—	—	bindungen rot
farblos	rosa	—	—	—
farblos	schwarzblau	dunkelviolett	—	—
hellviolett	rot		grau-violett, sehr deutlich	—
Scheide grauviol.	—	—	—	—
—	—	—	—	—
		orange-braun	vorübergehend sehr deutlich	—
Scheide gelblich-weiß, Membr. rosa				
hellviolett	violett	—	—	—
ganz hellviolett	violett	—	—	—
hellviolett	violett	—	—	—
	dunkelblaugr.	—	—	Inhalt blauschw.
—	—	—	—	Spindelfasern rot
	blau	—	—	
	violett	momentan intensiv viol.	vorübergehend sehr deutlich	gelblich —
Scheide hellviol.	gefärbt	dunkelviolett, blau	—	—
	—		—	—
	—	—	—	—
	—	—	—	z. T. schön rot
hellrot	ungefärbt	—	Phykocyan	—
blau			tritt aus	
hellblau	glänzend	—	—	—
	hellblau	—	—	—
	—	—	—	—
			sehr deutlich	Inhalt bräunlich
Scheide rosa-	—	—	tret. deutl. hervor	—
dunkelrot	—	—	—	—
—	—	—	—	
				—
—	—	—	—	—
—	—	—	—	
				Membran violett
				Membran violett
		schwarzbr.	—	schwarzbraune
—	—	Granulation.?	—	Granulationen?
lösen sich z. T.	—	—	—	M. löst sich nicht
hellviolett	—	—	—	—
gelblich	—	—	—	—
gelblich	—	—	—	—

	Cyanophycin-körner	Verschluß-körper	Zentralkörner
Ammoniak + Methylenblau	blau	hellblau	—
Zucker + Schwefelsäure (Furfurol), (Furfurol + H_2SO_4 od. HCl)	— farblos	—	—
Konzentrierte Schwefelsäure	sofortiges Verquellen	sofortiges Verquellen und Lösen	löst
„ Salpetersäure	sofortiges Verquellen	sofortiges Verquellen und Lösen	„
„ Salzsäure	sofortiges Verquellen	sofortiges Verquellen und Lösen	„
1% Kalilauge	unverändert		Verquellung der peripheren Schichten
5% Kalilauge	sofortiges Verquellen und Lösung		löst sofort
1—2% Schwefelsäure	unlöslich		löst langsam unter Quellung
1‰ Salzsäure	„		unlöslich
3‰ Salzsäure	Quellung		„
96% Essigsäure	resistent langs. Quellen	Quellung	
Xanthoprotein-Reaktion (Salpeters. und Ammoniak oder Kalilauge	ungefärbt		
Alloxan-Reaktion	ungefärbt		
Orcin-Reaction	„		
Reiche Mikoschsche Reaktion (Zimmtaldehyd od. Salicylaldehyd + halbverdünnte mit Ferrisulfat versetzter Schwefelsäure)	gelb		
Vanillin + Schwefelsäure oder Salzsäure	lösen sich momentan (Oedogonium-kristalloide braun)		intensiv hellrot — violettrot
Pepsinverdauung (50 ccm. 0,1 Pepsin + 0,05—0,1% HCl.) 35—40° C	werden verdaut		werden nicht verdaut
Pankreatinverdauung (0,05% Pankreatin + 0,25% Natriumkarbonat) 35—40° C	werden verdaut		werden nicht verdaut
Alkohol	unlöslich		unlöslich
Aether	„		„
Chloroform	„		„
Schwefelkohlenstoff	„		„
Wasser kalt			unverändert
Wasser heiss			löst

Scheide und Membran	Chromatin	Konkavzellen	Chromotophoren	Heterocysten
hellblau	dunkelblau	dunkelblau	nicht gefärbt	gelb bis blau
—	—	—	—	—
			ohne Säure prachtvoll deutl.	

II.

Literaturverzeichnis.

1. Ambronn, H., Ueber das optische Verhalten der Cuticula und der verkorkten Membranen. Berichte der D. botan. Ges., 1888.

2. Artari, A., Ueber die Entwickelung der grünen Algen unter Ausschluß der Bedingungen der Kohlensäure-Assimilation. Bullet. Moscou. 1899, Bd. I, p. 39—47.

3. Auerbach, E., Ueber zweierlei chromatophile Kernsubstanzen. Sitzungsberichte der Königl. preuß. Akademie d. Wiss. zu Berlin, 1890.

4. Babes, I. Ueber isoliert färbbare Anteile der Bakterien. Zeitschrift f. Hyg., Bd. V, 1889.

II. Beobachtungen über die metachromatischen Körperchen, Sporenbildung, Verzweigung, Kolben- und Kapselbildung pathogener Bakterien. Zeitschr. f. Hyg., Bd. XX, 1895.

5. Baranetzky, Beitrag zur Kenntnis des selbständigen Lebens der Flechtengonidien. Jahrb. f. wiss. Botanik, Bd. VII.

6. Barfurth, Vergleichende histochemische Untersuchungen über das Glykogen. Archiv f. mikrosk. Anatomie, 1895.

7. Borzi, Le comunicazioni intracellulari delle Nostochinee. Malpighia, Bd. I, 1886, Fasc. 2—5.

8. Bornet et Flahault, Revision des Nostocacées hétérocystées. Ann. des sc. nat. bot., 1886, 7. Série, T. 3.

9. Brand, Bemerkungen über Grenzzellen und über spontan rote Inhaltskörper der Cyanophyceen. Ber. der deutsch. bot. Ges., Bd. XIX, 1901.

10. Bredow, Beiträge zur Kenntnis der Chromatophoren. Pringsh. Jahrb. für wiss. Botan., Bd. XXII, 1891.

11. Bütschli, O., I. Protozoen, Abt. II, Die Mastigophoren, 1883—1887.

II. Ueber den Bau der Bakterien und verwandter Organismen, Leipzig 1890, 1 Tfl.

III. Weitere Ausführungen über den Bau der Cyanophyceen und Bakterien, Leipzig 1896, 5 Tfl.

IV. Notiz über Teilungszustände des Zentralkörpers bei einer Nostocacee etc. Verhandlg. d. naturh. med. Vereins Heidelberg, N. F., Bd. VI, 1898—1901.

V. Meine Ansicht über die Struktur des Protoplasmas und einige ihrer Kritiker, 1 Tfl. Archiv f. Entwickelungsmechanik der Organismen, Bd. XI, 1901.

VI. Bemerkungen über Cyanophyceen und Bacteriaceen. Archiv f. Protistenkunde, Bd. I, H. 1, 1902.

12. Bunge, Ueber Sporenbildung bei Bakterien. Fortsch. d. Med., 1895, Bd. XIII.

13. Chodat, Contenue cellulaire des Cyanophycées. Arch. des scienc. phys. et math. Genève 1894, 3. Ser., T. XXXII.

14. Chodat et Malinesco, Structure cellulaire des Cyanophycées. Arch. des scienc. phys. et math. Genève 1893, 3. Ser., T. IXXX.

15. Clautriau, G., Les réserves hydrocarbonnées des Thallophytes. Miscell. biolog. dédiées au Prof. A. Giard. Paris 1899, p. 114.

16. Cohn, Beiträge zur Physiologie der Phykochromaceen. Archiv für mikr. Anat., Bd. III, 1867.

17. Correns, C., I. Sitz.-Ber. der Akad. der Wiss. Wien, med.-nat. Kl., Bd. XCVII, 1888.

II. Ueber die Membran und die Bewegung der Oscillarien. Ber. d. Deutsch. bot. Gesellsch., Bd. XV, 1897.

18. Crato, C., I. Beitrag zur Protoplasmastruktur. Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch., 1892, Bd. X, H. 8.

II. Morphologische und mikrochemische Untersuchungen über die Physoden. Bot. Ztg., Jahrg. 51, 1893.

19. Daddi, L., Nouvelle méthode pour colorer la graisse dans des tissus. Arch. Ital. de Biol., T. XXVI.

20. Dangeard, I. Les noyaux d'une Cyanophycée. Le botaniste, Serie III, 1892.

II. Structure et communications protoplasmiques dans le Bactridium flavum. Le botaniste, 7. sér, 1900.

21. Deinega, Val., Der gegenwärtige Zustand unserer Kenntnis über den Zellinhalt der Phykochromaceen. Bull. soc. impér. des nat. de Moscou, T. V, 1891.

22. Dreyfuss, Ueber das Vorkommen von Cellulose in Bacillen, Schimmel- und anderen Pilzen. Zeitschr. f. physiol. Chemie, Bd. XVIII, 1894.

23. Eismond, Sur la structure des chromosomes. Bibliograph. anatomique, 1898.

24. Engler, A., Ueber die Pilzvegetation des weißen oder toten Grundes in der Kieler Bucht. IV. Bericht der Kommission zur Untersuchung der deutschen Meere in Kiel. Kiel 1883.

25. Ernst, P., I. Ueber den Bacillus der Xerose und seine Sporenbildung. Zeitschr. f. Hyg., Bd. IV, 1888.

II. Ueber Kern- und Sporenbildung bei Bakterien. Zeitschr. f. Hyg., Bd. V, 1889.

III. Ueber den Bau der Bakterien. Centralbl. f. Bakt., I. Abt., Bd. XXVII, 1900.

26. Errera, I. L'épiplasma des ascomycètes et le glycogène des végétaux. Bruxelles 1882.

II. Sur le Glycogène chez les Basidiomycètes. Extr. des mémoires de l'Acad. royale de Belgique, T. XXXVII, 18885.

27. Fairchild, D. G., Ein Beitrag zur Kenntnis der Kernteilung bei Valonia utricularis. Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch., 1894.

28. Fischer, A., I. Die Plasmolyse der Bakterien. Sitzber. d. kgl. sächs. Ges. d. Wiss., math.-natw. Kl., 1891.

II. Untersuchungen über Bakterien. Jahrbuch für wiss. Botanik. Bd. XXVII.

III. Zur Kritik der Fixierungsmethoden und der Granula. Anatomischer Anzeiger, 1894.

IV. Neue Beiträge zur Kritik der Fixierungsmethoden. Anatomischer Anzeiger, 1895.

V. Untersuchungen über den Bau der Cyanophyceen und Bakterien. Jena 1897.

VI. Vorlesungen über Bakterien. Jena 1897.

29. Fischer, Beiträge zur Kenntnis der Nostochaceen. Diss. Bern, 1853.

30. Fresenius, Ueber den Bau und das Leben der Oscillarien. Museum Senckenbergianum, Bd. III, 1845.

30a. Fünfstück, M., Der gegenwärtige Stand der Flechtenforschung nebst Ausblicken auf deren voraussichtliche Weiterentwickelung. Referat, erstattet für die Generalvers. der deutsch. botan. Gesellsch. am 23. Sept. 1902. Ber. der deutsch. botan. Ges., Bd. XX. Generalvers., Heft 1, 1902.

31. Gilson, La cristallisation de la cellulose et la composition chim. de la membran. cell. végét. Extrait de la Revue „La Cellule", T. IX.

32. Gomont, I. Note sur un mémoire de M. E. Tangl. Bull. de la Soc. bot. de France, XXXI.

II. Recherches sur les enveloppes cellulaires des Nostocacées filamenteuses. Bull. de la Soc. bot. de France, 2. Série.

33. Gottheil, Botanische Beschreibung einiger Bodenbakterien etc. Centralblatt für Bakteriologie, II. Abt., Bd. VII, 1901.

34. Gottlieb, J., Ueber eine neue mit Stärkemehl isomere Substanz. Ann. der Chemie und Pharmacie, Bd. LXXV, 1851.

35. Gram, Ueber die isolierte Färbung der Schizomyceten. Fortschr. d. Med., 1884.

36. Gregoire, V. et Nygaerts, A., La reconstitution du noyau et la formation des chromosomes dans les cineses somatiques. Beihefte Bot. Centralbl., Bd. XIV, 1903.

37. Grimme, A., Die wichtigsten Methoden der Bakterienfärbung in ihrer Wirkung auf die Membran, den Protoplasten und die Einschlüsse der Bakterienzelle. Centralbl. f. Bakt. etc., Bd. XXXII, 1902.

38. Handwerk, Beiträge zur Kenntnis vom Verhalten der Fettkörper zu Osmiumsäure. Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie, Bd. XV, 1898.

39. Hansgirg, A., I. Ein Beitrag zur Kenntnis von der Verbreitung der Chromatophoren und Zellkerne bei den Phykochromaceen. Ber. d. deutsch. Bot. Ges., III, 1885, H. 1.

II. Physiologische und algologische Studien. Prag 1887.

III. Ueber den Polymorphismus der Algen. Bot. Centralbl., 1885.

40. Hartog, M., I. Recherches sur la structure des Saprolegniées. Compt. rend., T. CVIII, 1889.

II. The cytology of Saprolegnia. Ann. of Botany, Vol. X, 1896.

41. Hegler, Robert, Untersuchungen über die Organisation der Phykochromaceenzelle. Pringsh. Jahrb. für wiss. Bot., Bd. XXXVI, 1891.

42. Heidenhain, R., Beitrag zur Histologie und Physiologie der Dünndarmschleimhf. Pflügers Archiv, Bd. XLIII, Suppl., 1888.

43. Hick, I. Protoplasmatic continuity in the Fucaceae. Journ. of. Botany, 1885.

II. Protoplasmatic continuity in the Florideae. Nature, Vol. XXVIII.

44. Hieronymus, I. Beiträge zur Morphologie und Biologie der Algen. Beitr. zur Biologie der Pflanzen. Herausg. von F. Cohn, Bd. V, 1892, H. 3.

II. Ueber die Organisation der Phykochromaceenzelle. Bot. Ztg., 1893.

45. Jenssens, La spermatogénèse chez les Tritons. La Cellule, T. XIX, 1901, fasc. I.

46. Khawkine, W., I. Recherches biol. sur l'Astasia ocellata et l'Euglena viridis. I. L'Astasia ocellata. Ann. d. sc. nat. Zool., 6. Sér., T. XIX, 1885.

II. Recherches etc. II. L'Euglena viridis. Ann. d. sc. nat. zool., 7. Sér., T. I, 1886.

47. Kienitz-Gerloff, F., Neue Studien über Plasmodesmen. Ber. d. deutsch. Bot. Ges., Jahrg. 1902, Bd. XX, H. 2.

48. Klebahn, Gasvakuolen, ein Bestandteil der Zellen der Wasserblüte bildende Phykochromaceen. Flora, 1895.

49. Klebs, G., Ueber die Organisation einiger Flagellatengruppen etc. Unters. d. Tüb. Instituts, I, 1883.

50. Klein, J., Die Krystalloide der Meeresalgen. Pringsh. Jahrb., Bd. XIII.

51. Klemm, Ueber Regenerationsvorgänge bei den Siphonaceen. Flora, 1894.

52. Kohl, F. G., I. Beiträge zur Kenntnis der Plasmaverbindungen in den Pflanzen. Beihefte zum Bot. Centralbl., Bd. XII, 1902.

II. Die Protoplasmaverbindungen der Spaltöffnungsschliesszellen und der Moosblattzellen. Bot. Centralbl., Bd. LXXII, 1897.

III. Untersuchungen über das Karotin und seine physiologische Bedeutung in der Pflanze. Leipzig 1902.

53. Kolderup-Rosenvinge, Sur la formation des pores secondaires chez les Polysiphonia. Bot. Tidskrift, Bd. XVII, H. 1, 1890.

54. Kolkwitz, R., Ueber die Krümmungen und den Membranbau bei einigen Spaltalgen. Ber. d. deutsch. bot. Ges., Bd. XV, 1897.

55. Korschelt, Beiträge zur Morphologie und Physiologie des Zellkerns. Zool. Jahrb., IV, anat. Abt. 1890.

56. Krompecher, Untersuchungen über das Vorkommen metachromatischer Körnchen bei sporentragenden Bakterien und Beiträge zur Kenntnis der Babes-Ernst schen Körperchen. Centralbl. f. Bakt., Bd. XXX, 1901.

57. Künstler, J., und Busquet, P., Recherches sur les grains rouges. Compt. rend. Ac. sc. Paris, Dec. 1897.

58. Kutscher, F., Beitrag zur Kenntnis der Euglena sanguinea. Hoppe-Seilers Zeitschr. f. physiol. Chemie, 1898, Bd. XXIV, Heft 4.

59. Küster, E., Ueber Derbesia und Bryopsis. Ber. d. deutsch. bot. Ges., Bd. XVII, 1899.

60. Lagerheim, Ein neues Beispiel des Vorkommens von Chromatophoren bei den Phykochromaceen. Ber. d. deutsch. bot. Ges. II, 1884.

61. Lauterborn, Untersuchungen über Bau, Kernteilung und Bewegung der Diatomeen. Leipzig 1896.

62. Macallum, A., B., I. Proceedings of the Royal Society, Vol. LXIII, 1898.

II. On the distribution of assimilated iron compounds other than Haemoglobin and Haematins, in animal and vegetable cells. Quarterly Journ. of Microscop. Science, Vol. XXXVIII.

63. Mangin, L., I. Recherches anatom. sur la distribut. des composés pectiq. chez les végetaux. Journ. de Bot., 1893.

II. Sur l'emploi du rouge de ruthén. en anat. végét. Compt. rend. hebd. d. séanc. de l'acad. d. sciences, T. CXVI.

64. Marx, A., Untersuchungen über die Zelle der Oscillarien. Erlanger Diss., 1892.

65. Marx und Woithe, Morphologische Untersuchungen zur Biologie der Bakterien. Centralbl. f. Bakt., Bd. XXVIII, 1900.

65*. Massart, Sur le protoplasme des Schizophytes. Mémoires couronnés et autres mém. p. p. Acad. R. de Belgique, T. 61. Bruxelles 1901.

66. Massee, G., On the formation and growth of cells in the genus of Polysiphonia. Journ. of Roy. Soc., Ser. II, Vol. IV, 1884.

67. Meyer, Arthur, I. Studien über die Morphologie und Entwickelungsgeschichte der Bakterien, ausgeführt an Astasia asterospora A. M. und Bacillus tumescens Zopf. Flora, 1897, Ergänzungsband.

II. Ueber Geisseln, Reservestoffe, Kerne und Sporenbildung bei den Bakterien. Flora, Bd. LXXXVI, 1899.

III. Ueber Chlamydosporen und über sich mit Jod blau färbende Zellmembranen bei den Bakterien. Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. Bd. XIX, 1901.

IV. Die Plasmaverbindungen und die Fusionen der Pilze der Florideenreihe. Bot. Ztg., 1902.

68. Michaelis, Das Methylenblau und seine Zersetzungsprodukte. Centralbl. f. Bakt., I. Abt., Bd. XXIX, 1901.

69. Migula, W., System der Bakterien. Bd. II. Jena 1900.

69*. Mitrophanow, Étude sur l'organisation des Bactéries. Internat. Monatsschrift f. Anat. und Physiol., Bd. X, 1893.

70. Molisch, H., I. Ueber merkwürdig geformte Proteinkörper in den Zweigen von Epiphyllum. Ber. der deutsch. botan. Ges.. 1885.

II. Das Phykoerythrin, seine Krystallisierbarkeit und chemische Natur. Bot. Ztg., 1894.

III. Das Phykocyan, ein krystallisierbarer Eiweisskörper. Bot. Ztg., 1895.

71. Miyoshi, Manabu, Studien über die Schwefelrosenbildung und die Schwefelbakterien der Thermen von Yumoto bei Nikko. Journ. of the College of Science. Imperial University Tokyo, Vol. X, Pt. II, 1897.

72. Mottier, D. M., The effect of centrifugal force upon the cell. Annals of Botany. Vol. XIII, 1899, No. 51.

73. Nadson, G., Ueber den Bau des Cyanophyceen-Protoplastes. Petersburg 1895. Scripta botan. horti Petropol. IV.

74. Neisser, Versuche über die Sporenbildung bei Xerosebacillen, Streptokokken und Choleraspirillen. Zeitsch. f. Hyg., Bd. IV, 1888.

75. Noll, F., Die geformten Proteïne im Zellsaft von Derbesia. Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch., Bd. XVII, 1899, H. 7.

76. Palla, Beitrag zur Kenntnis des Baues des Cyanophyceen-Protoplastes. Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XXV, 1893.

77. Pfeffer, W., Ueber Aufnahme von Anilinfarben in lebende Zellen. Untersuchungen aus d. bot. Instit. Tübingen, Bd. II.

78. Poirault und Raciborski, Sur les noyaux des Urédinées. Journ. de Botan., 1895.

79. Protopopoff, Rur la question de la structure des bactéries. Ann. de l'Instit. Pasteur, Vol. V, 1891.

80. Reinhardt, Algologische Untersuchungen. Odessa 1885.

81. Richter, C., Beitr. zur genaueren Kenntnis d. chem. Beschaffenheit d. Zellmembranen bei den Pilzen. Sitzungsb. d. kais. Akad. d. Wiss. Wien, Bd. LXXXIII, H. 5.

82. Rieder, H., Ueber die Verwendbarkeit des Farbstoffs Sudan III in der klinischen Mikroskopie. Deutsch. Arch. f. klin. Med., Bd. LIX, 1898.

83. Rosen, F., I. Beiträge zur Kenntnis der Pflanzenzellen I. Ueber tinktionelle Differenzen verschiedener Kernbestandteile und der Sexualkerne. Cohns Beiträge zur Biologie der Pflanzen, Bd. V, 1892, H. 3.

II. Studien über die Kerne und Membranbildung bei Myxomyceten und Pilzen. Cohns Beitr. zur Biologie d. Pflanzen, Bd. VI.

84. Schaarschmidt, A., Chlorophyll es a novenyi sizt mag morphologiájához, 1881.

85. Schimper, Ueber die Krystallisation der eiweissartigen Substanzen. Zeitschr. für Krystallographie und Mineralogie, Bd. V, p. 131.

86. Schmaus, H., Ueber das Verhalten osmierten Fettes in der Leber bei Phosphorvergiftung und membranartige Bildungen um Fetttropfen. Münchener med. Wochenschr., 1897.

87. Schmitz, I. Untersuchungen über die Zellkerne der Thallophyten. Sitzungsber. der niederrh. Ges., 1879, Bonn.

II. Untersuchungen über die Struktur des Protoplasmas und der Zellkerne der Pflanzenzellen. Ibid., 1880.

III. Chromatophoren der Algen. Bonn 1882.

IV. Untersuch. über die Befruchtung der Florideen. Sitzber. d. Akad. d. Wiss. zu Berlin, 1883.

88. Schottelius, Beobachtung kernartiger Körper im Innern von Spaltpilzen. Centralbl. f. Bakt., Bd. IV, 1888.

89. Schwabe, Ueber die Algen der Karlsbader warmen Quellen. Linnaea, Bd. XI, 1837.

90. Schwendener, S., Zur Wachstumsgeschichte der Rivularien. Sitzungsber. der K. preuss. Akad. d. Wiss. Sitzg. d. phys.-mak. Kl., Juli 1894.

91. Scott, On nuclei in Oscillaria and Tolypothrix. Journ. of Linnean, Society Botany, Bd. XXIV, 1888.

92. Sjöbring Niels, Ueber Kerne und Teilungen bei den Bakterien. Centralbl. f. Bakt. u. Par., Bd. XI, 1892.

93. Spencer le M. Meore, Observations on the continuity of Protoplasma. Linn. Soc. Journ. Bot., Vol. XXI, 1885.

94. Starke, J., Ueber Fettgranula und eine neue Eigenschaft des Osmiumtetraoxydes. Arch. f. Physiol. v. E. du Bois Reymond, 1895.

95. Steinhaus, Beitrag zur Lehre von den sog. sporogenen Körnern. Ref. im biolog. Centralbl., Bd. IX, 1889.

96. Stiebel, Ueber den Bau und das Leben der grünen Oscillarien. Museum Senckenbergianum, Bd. III, 1845.

97. Stockmayer, Ueber Spaltalgen. Ber. d. deutsch. bot. Ges., Bd. XII, 1894.

98. Tangl, Zur Morphologie der Cyanophyceen. Denkschr. d. math.-naturw. Kl. d. k. k. Akad. d. Wiss. zu Wien., Bd. XLVIII, 1883.

99. Thuret, Note sur le mode de reproduction du Nostoc verrucosum. Ann. sc. nat. III. Sér., T. II. 1844.

100. Trambusti, A. u. Galeotti, G., Neuer Beitrag zum Studium der inneren Struktur der Bakterien. Centralbl. f. Bakteriologie u. Par., Bd. XI, 1892.

101. Trow, A. H., The caryology of Saprolegnia. Ann. of Botany, 1895.

102. Unna, I. Die Entwickelung der Bakterienfärbung. Jena 1888.

II. Mitteilung über den Nachweis des Fettes in der Haut durch sekundäre Osmierung. Monatshefte für praktische Dermatologie, Bd. XXVI, 1898.

103. Wager, H., I. On a nuclear structure in the Bacteria. Annals of Botany, 1891, Vol. 5.

II. Observations on the structure of the nuclei in Peronospora parasitica and on their behaviour during the formation of the Oospore. Annals of Botany, Vol. 4.

III. On the nuclei of Hymenomycetes. Ib. Vol. 6,1892.

IV. On nuclear division in the Hymenomycetes, Ib. Vol. 7, 1893.

V. Reproduction and fertilisation in Cystopus candidus, Ib. Vol. 10, 1896.

104. Wille, N., I. Algol. Bidrag. Kristiania 1880.

II. Ueber die Zellkerne und die Poren der Wände bei den Phycochromaceen. Ber. d. Deutsch. bot. Ges. I, 1883.

III. Biedrag til Algernes physiol. Anat. Kgl. Svenska Vitensk. Akad. Handlinger, Bd. 21, No. 12, 1885.

IV. Beiträge zur Entwickelungsgesch. des physiol. Gewebesystems bei einigen Florideen. Nova acta, Bd. LII, 1887.

V. Ueber Gasvakuolen bei einer Bakterie. Biol. Centralbl., 1. Mai Bd. XXII, No. 9, 1902.

105. Winogradsky, Beiträge zur Morphologie und Physiologie der Bakterien. H. I: Zur Morphologie und Physiologie der Schwefelbakterien. Leipzig 1888.

106. Wisselingh, C. van, I. Mikrochemische Untersuchungen über die Zellhäute der Fungi. Pringsh. Jahrbücher für wiss. Bot., Bd. XXXI, 1898.

II. Ueber das Kerngerüst. Bot. Ztg., 1899, I. Abt.

107. Zacharias, E., I. Beiträge zur Kenntnis des Zellkerns und der Sexualzellen. Bot. Ztg., 1887.

II. Ueber die Zellen der Cyanophyceen. Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. 7. Jahrg., 1889,

III. Ueber die Zellen der Cyanophyceen. Bot. Ztg., 1890, No. 1—5.

IV. Besprechung von Bütschli I, Bot. Ztg., 1890.

V. Ueber Valerian Deinegas Schrift „Der gegenwärtige Zustand unserer Kenntnisse über den Zellinhalt der Phykochromaceen". Bot. Ztg., No. 40, 1891.

VI. Ueber die Zellen der Cyanophyceen. Bot. Ztg., No. 38, 1892.

VII. Ueber die Zellen der Cyanophyceen. Bot. Ztg., 1893.

VIII. Ueber Chromatophilie. Ber. d. deutsch. bot. Ges., Bd. XI, 1893.

IX. Ueber die Cyanophyceen. Abhandlungen aus dem Gebiete der Naturwissenschaften, Bd. XVI, 1900, S.-A.

108. Zacharias, O., Das Vorkommen von Astasia haematodes Ehrb. in deutschen Fischteichen. Zoolog. Anzeiger, Bd. XXII, No. 577, 1899.

109. Zettnow, E., I. Ueber den Bau der Bakterien. Centrabl. f. Bakteriologie, Bd. X, 1891.

II. Ueber den Bau der grossen Spirillen. Zeitschr. f. Hygiene, Bd. XXIV, 1897.

110. Zimmermann, A., I. Die Botanische Mikrotechnik. Tübingen 1892.

II. Morphologie und Physiologie des pflanzlichen Zellkernes. Jena 1896.

111. Zopf, W., Morphologie der Spaltpflanzen. Leipzig 1882.

112. Zukal, H., I. Ueber den Zellinhalt der Schizophyten. Sitzungsber. der k. Akad. d. Wiss., math.-naturw. Kl., Bd. CI, Abt. I, Febr. 1892.

II. Beiträge zur Kenntnis der Cyanophyceen. Oest. bot. Zeitschr. 1894.

III. Neue Beobachtungen über einige Cyanophyceen. Ber. d. deutsch. bot. Ges. 1894, Bd. 1884.

113. Zumstein, H., Zur Morphologie und Physiologie der Euglena gracilis Klebs. Pringsheims Jahrb. f. wiss. Botanik, Bd. XXXIV, 1899.

Erklärung der Abbildungen.

Zeichnungen und Mikrophotogramme sind durchweg hergestellt unter Anwendung von SEIBERTS homogener Immersion $^1/_{12}$ (numm. Apert. 1.40) und Okular II (Vergr. 812) oder III (Vergr. 1160). Zur Herstellung der Mikrophotogramme wurden PERUTZ' Perxantho-Platten benutzt.

Tafel a.

Tolypothrix lanata.

Fig. 1. Fadenstück gefärbt mit Methylenblau-Sudan III lebend. *h* Heterocyste, *c* Konkavzelle, dunkelblau Zentralkörner, hellblau Zentralkörper, rot Fett. Einzelne Zentralkörner sind ungefärbt und erscheinen als Ringkörper.

Fig. 2. Ebenso.

Fig. 3. Nur mit Methylenblau gefärbt.

Fig. 4. *a* optische Längsschnitte von mit Eau de Javelle + Methylenblau behandelten Zellen, *b* optischer Querschnitt einer solchen. Der Zentralkörper ist himmelblau gefärbt, die Zentralkörner bleiben farblos und werden zum Teil zu Ringkörpern.

Fig. 5. In Ausbildung begriffene Heterocyste mit Karbolfuchsin-Methylenblau gefärbt. Cytoplasma gelblich, sonst Färbungen wie in 1.

Fig. 6. Mit alkoholischem Methylenblau gefärbter Faden.

Fig. 7. Ebenso.

Fig. 8. Methylenblau-Vitalfärbung. Endzelle fast Zentralkorn-frei. Ausstrahlungen des Zentralkörpers sehr intensiv gefärbt.

Fig. 9.
Fig. 10.
Fig. 11.
Fig. 12.
Fig. 13.
Fig. 14.
Fig. 15.

Verschiedene Zellen aus vierwöchentlichen Dunkelkulturfäden nach Färbung mit LOEFFLERS Methylenblaulösung. Alle Zellen mit grosser, oft von Cytoplasmasträngen durchsetzter Vakuole. In allen Figuren sieht man deutlich die Herausdrängung des Zentralkörpers mit seinen Zentralkörnern aus der Zellmitte und seine mannigfaltigen Deformationen.

Fig. 16. Mit Sudan III behandelte Zellen. *a* hohe, *b* mittlere Einstellung, in *c h h* Heterocysten, *d* zeigt besonders schön die aus den Protoplasten ausgepressten und zum Teil durch Zusammenfliessen vereinigten Fetttropfen.

Fig. 17. Mit Osmiumsäure behandelter Faden. Fetttropfen, geschwärzt, in der nächsten Umgebung des Zentralkörpers, aber im Cytoplasma liegend.

Fig. 18. Faden, behandelt mit Methylenblau-Sudan III. Hier zeigte sich deutlich die häufige Abnahme des Gehaltes der Zellen an Zentralkörnern nach dem Fadenende zu.

Fig. 18. *a—d* Zelle von *Tolypothrix* bei Behandlung mit konz. Salzsäure. Die Zentralkörner in *a* normal, in *b* gequollen, in *c* zusammengeflossen, in *d* zu einer zentral gelagerten, von den Zentralkörperresten umhüllten Masse vereinigt, *e—g* Zelle mit 2 Zentralkörnern, wie bei *a—d*, *h*, die Zentralkörner in den Zellen eines Fadenendes nach Behandlung mit konz. Salzsäure gequollen und zum Teil zusammengeflossen. Mit Flusssäure ist der Effekt der gleiche.

Fig. 19. Heterocyste von *Tolypothrix* mit Chloralhydrat behandelt und mit Methylenblau gefärbt. Ein Zentralkorn im zart blau tingierten Zentralkörper.

Fig. 20. Heterocyste von *Tolypothrix* mit dem äusserst seltenen Vorkommen von 2 Kernen in derselben (Essigkarminpräparat, Färbung nicht angegeben).

Tafel b.

1—16 *Tolypothrix lanata.*

Fig. 1. Faden ohne Fixierung mit alkoholischem Methylenblau gefärbt.

Fig. 2. *a* ebenso, *b* Heterocyste.

Fig. 3. Wie 1.

Fig. 4. Fadenstück mit Brillantblau stark gefärbt. Scheide dunkelblau, vom Inhalt der Zellen nur die Zentralkörner ungefärbt, Cyanophycinkörner und Verschlusskörper am dunkelsten. Heterocystenmembran *m* ebenfalls farblos.

Fig. 5. Fig. 6. Fig. 7. Fig. 8. Fig. 9. Pikrinsäuremethylenblau (Ehrlich). Der Zentralkörper ist hellblau gefärbt. In allen Präparaten zeigte sich eine auffallend regelmässige partielle Färbung der Zentralkörner. Immer lagen innerhalb eines farblosen Hofes dunkelblaue Gebilde von verschiedenster Gestalt. Sicher war der hell erscheinende Teil der Körner nicht leer, denn es fehlte ihm die an Hohlräumen immer sichtbare Rosafärbung.

Fig. 10. Zelle nach Färbung mit Essigsäuremethylenblau.

Fig. 11. Fadenende nach derselben Behandlung.

Fig. 12. Zelle von der Querwand gesehen, mit Essigsäuremethylenblau gefärbt. Zentralkörper hellblau, Zentralkörner dunkelblau.

Fig. 13. Chlorzinkjodbehandlung, *a* Fadenstück. In den farblosen Zentralkörnern blauschwarze traubige Massen. Zentralkörper heller als das braunrote Cytoplasma, *b* und *c* einzelne Zentralkörner stärker vergrössert.

Fig. 14. Verschiedene Stadien der Färbung nach Altmanns Säurefuchsinmethode. *a* zeigt nur die Cyanophycinkörner deutlich rot, in *f* ist total überfärbt; nur die Zentralkörner, welche vollkommen farblos bleiben, schimmern heller durch das dunkel gefärbte Cytoplasma, *b* homogene Tinktion der Heterocysten, *c*, *d*, *e* gefärbte Verschlusskörper.

Fig. 15. Faden nach eben begonnener Einwirkung des Methylenblaues. Vitalfärbung. Die Konkavzelle wurde momentan gefärbt.

Fig. 16. Bikonvexlinsenförmige Zentralkörner von der Seite gesehen. Die Algenfäden hatten 24 Stunden unter dem Deckglas gelegen.

Tafel c.

Fig. 1—16 *Tolypothrix lanata.*

Fig. 1. Ferrocyankaliumeisenchlorid. Durch die Essigsäure ist das Karotin zur Kristallisation gekommen. Zentralkörner ungefärbt, Cyanophycinkörner dunkelblau, Zentralkörper hellblau. Scheide kaum gefärbt.

Fig. 2a Die Grenzzelle unten, darüber eine zweite junge Grenzzelle, darüber zwei Konkavzellen in Bildung begriffen. Färbung wie in Fig. 1.

Fig. 2b Zwei Pyrenoide in einer Oedogoniumzelle, nach gleicher Methode gefärbt.

Fig. 3. Mit Delafield (schwach) gefärbte, kontrahierte Zentralkörper. *a* und *b* Fadenenden, *c* eine Zelle mit glockenförmigem Zentralkörper, *d* und *e* Grenzzellen. Zentralkörper in zwei Zellen ebenfalls glockenförmig, durch die Vakuole deformiert. Verschlusskörper farblos.

Fig. 4. Fadenfragment mit vier Grenzzellen nach Behandlung mit verd. Salzsäure. Verschlusskörper scharf hervortretend, eine Spur gequollen. *v v* Vakuolen. Chromatophoren farblos, auch etwas gequollen. Inhalt der angrenzenden vegetativen Zellen nicht ausgeführt.

Fig. 5. *a* hohe Einstellung, *b* mittlere Einstellung, *c* tiefe Einstellung.

Fig. 6. Alkoholmaterial — verd. Delafield.

Fig. 7. Auffallend viele kleine scheinbar peripher liegende Zentralkörner neben grossen im Zentrum placierten.

Fig. 8. Fig. 9. Zentralkörner mit deutlich dunkler gefärbter peripherischer Zone.

Fig. 10. Alkoholfixage (kurz), Safranin (alkohol.), Cytoplasma mit Chromatophoren grünlich, Zentralkörper rosa, Zentralkörner gelblich.

Fig. 11. Faden in verd. Essigsäure gelegen. Karotinkristalle. Chromatophoren sehr deutlich.

Fig. 12. Vitalfärbung Methylenblau. *a* und *c* ausser grossen zentralen Zentralkörnern auch scheinbar peripher gelagerte, *b* eine solche Zelle nach Kontraktion des Zentralkörpers; die kleinen Zentralkörner sind mit der Einziehung der sie bergenden Ausstrahlungen nach der Mitte translociert.

Fig. 13. Ganz verdünnte alkoholische Safraninlösung. *a* Zelle unterhalb der Heterocyste durch Fadenkontraktion ausgezogen. Der Inhalt der Zelle hat sich zurückgezogen, der entstandene Raum

ist mit wässeriger Phykocyanlösung erfüllt, *b* und *c* die Zellinhalte in verschiedener Weise kontrahiert, Phykocyanlösung ausgetreten.

Fig. 14. Lebendfärbung mit Methylviolett. Zentralkörper hell- und Zentralkörner dunkelviolett gefärbt. Scheide schwach tingiert. Viel Farbstoff speichern die Konkavzellen (*c*).

Fig. 15. Formolfixage. Gram ohne Alkohol. Der Zellinhalt nimmt im allgemeinen eine rotviolette Färbung an, die Cyanophycinkörner werden deutlich blau, die Zentralkörner bleiben farblos.

Fig. 16. Gram mit Alkohol. *a* frisches Material. Die Zentralkörner werden dunkelblau, die Cyanophycinkörner nehmen keine Färbung an. *b* Formolfixage. Die Zentralkörner nehmen nunmehr den Farbstoff nicht auf, wohl aber die Cyanophycinkörner.

Fig. 17. Phykocyankristalle, aus wässeriger Lösung nach Zusatz von schwefelsaurer Ammoniaklösung und freiwilliger Verdunstung im Dunklen erhalten.

Tafel d.

1—15. *Tolypothrix lanata.*

Fig. 1. Fadenstück mit Chlorcalciumlösung behandelt; Zentralkörper bilden sofort Ringkörper, *b c* Zentralkörner stärker vergrössert, isoliert, *d* Fadenzelle von der Querwand aus gesehen. Cytoplasma durch die Phykocyan-freien Chromatophoren maigrün gefärbt, Zentralkörper durch ausgetretenes Phykocyan häufig hellblau.

Fig. 2. Fadenstück nach längerer Chlorcalciumbehandlung mit zahlreichen, winzigen Karotinkörnchen.

Fig. 3. Fadenstück nach Jodwasserbehandlung. Das Phykocyan ist in Lösung gegangen, aber noch innerhalb der Zelle geblieben neben den kontrahierten Protoplasten.

Fig. 4. Fadenstück nach Chlorzinkjodbehandlung.

Fig. 5. Fadenstück, nach Erhitzen auf 80—90° C mit Loefflers Methylenblau gefärbt.

Fig. 6. Färbung der Scheidensubstanz rund um die Ansatzstelle eines Gomphonemastieles mit Rutheniumrot.

Fig. 7. Fadenstück ohne Fixierung mit Brillantblau gefärbt. Scheide dunkelblau, ebenso die Cyanophycinkörner, Zentralkörper himmelblau, Zentralkörner farblos.

Fig. 8. Zentralkörner, Ringkörperbildung nach Einwirkung von Millons Reagens. Mitunter zieht sich die stärker lichtbrechende Substanz einseitig an der Peripherie des Kornes zusammen (8 *c d e*).

Fig. 9. Merkwürdige Kornfärbung mit Millon. Sowohl in den Heterocysten als auch in den Konkavzellen erscheinen nach Behandlung mit diesem Reagens schwarzbraune kugelige Körnchen in geringer Zahl, aber sehr scharf hervortretend, da alles übrige farblos bleibt; vielleicht sind es Cyanophycinkörner, deren Tinktion infolge der Anwesenheit irgend welcher Substanz in den vegetativen Zellen unterbleibt.

Fig. 10. Zentralkörner.

Fig. 11. Fadenstück mit Jodjodkalium behandelt. Die Cyanophycinkörner haben sich, was nicht immer geschieht, braun gefärbt.

Fig. 12. Rutheniumrotfärbung der Zentralkörner. Dieselbe tritt momentan ein in den Konkavzellen *c* und breitet sich von da nach beiden Seiten aus.

Fig. 13. Eau de Javelle-Methylenblau; kurze Eau de Javellebehandlung. Innerhalb des hellblauen Zentralkörpers sieht man dunkler gefärbte Chromosomen. Die Zentralkörner speichern kein Methylenblau mehr. Oben Heterocysten mit Vakuole und Verschlusskörper.

Fig. 14. Längere Behandlung mit Eau de Javelle und kräftigere Methylenblaufärbung. Die Protoplasten sind infolge der Lösung verschiedener Bestandteile stark geschrumpft, die Membranen sind dunkelblau, die Scheide ist hellblau gefärbt.

Fig. 15. *a* Faden nach noch stärkerer Einwirkung von Eau de Javelle. Die Membranen sind bis auf kaum sichtbare Reste ganz gelöst, infolgedessen schwimmen die kontrahierten Protoplasten frei in der Scheidenhöhlung herum, wobei sich häufig Gelegenheit bietet, die Zellen von der Querwand aus zu betrachten. *b* Bei schwächerer Einwirkung des Eau de Javelle und starker Methylenfärbung. Die kontrahierten Protoplasten hängen noch stellenweise an den Tüpfeln der Querwände fest und haben letztere deformiert.

Fig. 16—20 Karbolfuchsinbehandlung.

Fig. 16. Die Protoplasten haben sich stark kontrahiert und von der rot gefärbten Membran zurückgezogen; nur an den Tüpfeln sind sie hängen geblieben; bei x ein feiner roter Spinnfaden.

Fig. 17. Alle Protoplasten miteinander durch feine Plasmafäden verbunden, nur bei x ist der Protoplast der untersten Zelle längs der ganzen Tüpfelmembran hängen geblieben.

Fig. 18—20 stellen die Verbindung benachbarter Protoplasten dar.

Fig. 21—24. Dasselbe, nach der Pyoktaninschwefelsäuremethode.

Fig. 25. Zwei Plasmodesmen durchsetzen die Tüpfelmembran und setzen sich beiderseits derselben in Spinnfäden fort (selten).

Fig. 26. Plasmatische Verbindung zwischen einer Heterocyste *h* und einer vegetativen Zelle *v*. Pyoktaninschwefelsäure.

Fig. 27. Karbolfuchsin. Protoplasten so kontrahiert, dass alle Verbindung zwischen ihnen aufgehoben. Der Membraninnenseite liegen zahlreiche kleine intensiv rot gefärbte Körnchen (?) an; in der obersten Zelle hohe Einstellung, in den übrigen optischer Längsschnitt.

Tafel e.

1—17 *Tolypothrix lanata.*

Fig. 1. Erweichungsstellen für den seitlichen Austritt des Fadenendes bei der Verzweigung. Der Desorganisationsvorgang nimmt seinen Anfang bei der Konkavzelle *c*.

Fig. 2. Bei diesem Faden sind noch ausser der Konkavzelle *c* sieben Zellen *c* am Ende des unteren Faden der Verschleimung verfallen.

Fig. 3. Zwei Heterocysten, von denen die untere einer Konkavzelle sehr ähnelt in der Form.

Fig. 4. Bildung einer Konkavzelle.

Fig. 5. Laterale Hormogoniengeburt; sie erfolgt wie die Verzweigung unterhalb der fest mit der Scheide verwachsenen Heterocyste *g* mit den beiden Verschlusskörpern $v\,v_1$. *c c* zwei Konkavzellen, von denen aus die Erweichung der Scheide erfolgte. $c_1\ c_1$ die Konkavzellen, welche die Trennung der Hormogonien voneinander ermöglichen. *h h h h* Hormogonien.

Fig. 6. Mikrophotogramm von einer Auszweigung. *h* Heterocyste mit dem letzten Rest eines Zentralkornes *cc*, *cc* normale Zentralkörner der vegetativen Zellen, *c c* Konkavzellen, von denen die linke als Gleitzelle funktioniert.

Fig. 7. *h* Fadenstück mit Heterocyste, *v* Verschlusskörper, *cc* Zentralkorn. Mikrophotogramm.

Fig. 8. Fadenstück mit Konkavzellen, nach ganz kurzer Färbung mit Methylenblau, welche eben nur genügte, den Farbstoff in die Konkavzellen, nicht aber in die vegetativen Zellen eindringen zu lassen. Die Zentralkörner der jungen Konkavzellen erweicht und zusammengeflossen resp. deformiert.

Fig. 9. Faden, die allmähliche Abnahme der Zentralkörner gegen das Ende hin zeigend. Mikrophotogramm.

Fig. 10. Stück eines Fadens, mit Hämatoxylin (Methode V) die Chromosomen gefärbt. Alles, was man dunkel in der Zelle sieht, sind Chromosomen, nur in Zelle 7 und 8 liegt als dunkle Kugel je ein Zentralkorn. In vielen Zellen, so in 2 z. B. sieht man in der oberen und unteren Hälfte je drei Chromosomen, welche im Gesichtsfeld lagern. Mikrophotogramm.

Fig. 11. Fig. 12. Faden mit mitotischen Teilungsfiguren. Hämatoxylineisenammoniakalaunmethode nach SO_2-Fixierung. Die Teilungsfiguren sind stellenweis sehr deutlich zu sehen, besonders die Dreizahl der nach oben gekehrten Chromosomen bei x. Mikrophotogramm.

Fig. 13. Zelle eines Fadens mit gefärbten Chromatophoren bei hoher Einstellung.

Fig. 14. Methylenblau (Loeffler) + Jodjodkalium. Zelle von der Querwand aus gesehen. Zentralkörper gelbbräunlich, Zentralkörner braun; Chromosomen grau, Chromatophoren grün im farblosen Cytoplasma.

Fig. 15. Apikale Hormogoniengeburt. *h* die als Widerlager funktionierende Heterocyste. $c\,c_1\,c_2$ die die Hormogonien abgliedernden Konkavzellengruppen.

Fig. 16. Mikrophotogramm eines Fadens, dessen Zellen allesamt in Teilung begriffen und gleichzeitig fast ganz ohne Granulationen sind. Die Chromosomen an mehreren Stellen sehr deutlich sichtbar. Hämatoxylinpräparat (Methode V.).

Fig. 17. *a—d* Aufeinanderfolgende Stadien der Ausbildung einer Konkavzelle, welche mit der Unterseite an eine Heterocyste grenzt.

Fig. 18. Seltene Form der Verzweigung des Fadens. Auch hier dienen die Heterocysten *h h* beiderseits als Widerlager; von den Konkavzellen *c c* ging die Erweichung der Scheide aus und wurde gleichzeitig die Zerlegung des Fadenstückes zwischen *h* und *h'* bewerkstelligt.

Tafel f.

Fig. 1—8 *Nostoc caeruleum.*

Fig. 1. Drei Zellen von *Nostoc caeruleum* in Teilung begriffen. Methylenlebendfärbung. In der untersten Zelle Stadium 2 des Schema auf Tafel k Fig. 12, in der mittleren Zelle Stadium 3, in der oberen Stadium 4. In der oberen Zelle die junge Scheidewand am weitesten vorgerückt. In der Zelle grosse farblose Cyanophycinkörner. Die Gallerthülle geschichtet. Die innerste Schicht am intensivsten tingiert.

Fig. 2. Heterocyste.

Fig. 3. Vegetative Zelle mit gut fixiertem Kern.

Fig. 4. Zwei vegetative Zellen mit durch Brillantblau gefärbten Cyanophycinkörnern, darüber eine Heterocyste mit homogener Färbung des Inhaltes.

Fig. 5. Säurefuchsinfärbung, wenig mit Pikrinalkohol differenziert. Cytoplasma noch rot, Cyanophycinkörner etwas dunkler, Membran deutlich gefärbt.

Fig. 6. Einzelne Zelle, ebenso, nur stärker vergr.

Fig. 7. Fragmente aus einzelnen Fäden, mit Brillantblau gefärbt. Konkavzellen in verschiedenen Phasen der Ausbildung.

Fig. 8. *a* Fünf vegative Zellen. Cyanophycinkörner mit Altmanns Säurefuchsin gefärbt, ebenso die durchschimmernden Chromosomen; am unteren Ende eine Heterocyste mit kleinen Cyanophycinkornresten, diffuser Färbung des Inhaltes und schön gefärbten Verschlusskörpern, *b* an Cyanophycinkörnern ziemlich arme Zellen, bei denen die Chromosomen deutlich hervortreten, *c* einzelne Verschlusskörper.

Fig. 9. *Anabaena catenula* (Methylenblau Loeffler). Vier normale Zellen und darunter drei Konkavzellen. Zentralkörner blau, Cyanophycinkörner farblos. Kern hellblau.

Fig. 10. Ebenso. Sich teilende Zellen oben, unten eine Zelle vor der Teilung.

Fig. 11. Heterocyste mit Verschlusskörper von *Anabaena catenula.*

Fig. 12. Durch eine Konkavzelle *c* zerlegter Faden. Zellen zum Teil in Teilung; unten drei Konkavzellen mit Zentralkörnern. Methylenblau.

Fig. 13. *Anabaena catenula* mit Brillantblau. Zentralkörner ungefärbt, ebenso der Kern, Cyanophycinkörner blau. Unten eine desorganisierte Zelle.

Fig. 14. *Nostoc caeruleum.* Fadenstück mit sich teilenden Zellen; Vitalfärbung mit Methylenblau.

Fig. 15. Ebenso.

Fig. 16. Fragment eines *Nostoc*-Fadens mit LOEFFLERs Methylenblau gefärbt. Scheide schichtenweise nach innen dunkler werdend. Querwände besonders intensiv gefärbt, ähnlich wie in Fig. 1.
Fig. 17. Mit Säurefuchsin gefärbte *Nostoc*-Zellen. Die roten Cyanophyeinkörner erscheinen dunkel. Mikrophotogramm.
Fig. 18. Gonidien von *Peltigera canina*, mit Brillantblau die Cyanophyeinkörner gefärbt. Zentralkörner und Zentralkörper farblos.
Fig. 19. Gonidien, aus derselben Flechte isoliert, mit Methylenblau LOEFFLER behandelt. Zentralkörner dunkelblau im hellblauen Zentralkörper, Cyanophyeinkörner farblos.

Tafel g.

Fig. 1—11, 13—19 *Tolypothrix lanata*, 12 Diatomeen.

Fig. 1, 2, 3, 4 a, b, 5, 6, 7. Verschlusskörper, nach Pikrinsäurefixage mit Brillantblau gefärbt, ausser 4 b, welche mit ALTMANNs-Säurefuchsinmethode tingiert wurde. In allen Figuren ausser 4 b ist der Verschlusskörper in die durch Fadenkontraktion aus der Tüpfelhaut der Heteroeyste geformte Röhre hineingezogen. In Fig. 3 ist er wie ein Pfropfen am Eingang stecken geblieben, in Fig. 7 (Kochen mit Methylenblau) im Kanal selbst.
Fig. 8. Faden nach Pikrinsäurefixierung mit Brillantblau gefärbt. Cyanophyeinkörner und Verschlusskörper intensiv blau; überall Karotinkrystalle verstreut.
Fig. 9. Kochendes Wasser + LOEFFLERs Methylenblau + Spur Sudan III. Zentralkörner hohlkuglig, Zentralkörper der vegetativen Zellen kontrahiert, der Heterocyste noch mit Ausstrahlungen, hellblau. Verschlusskörper, welche sonst das Methylenblau nicht speichern, blau gefärbt; besonders dunkel gefärbt die Konkavzelle *c*.
Fig. 10. Einzelne Zelle, nach gleicher Behandlung wie bei 9, von der Querwand aus gesehen, der Zentralkörper noch gelappt erscheinend.
Fig. 11. Endzelle, an eine Heteroeyste grenzend, lang ausgezogen; Behandlung wie 9 und 10; alle Zentralkörner bei der Kontraktion des Zentralkörpers mit nach innen gezogen.
Fig. 12. Verschiedene Diatomeen mit durch Methylenblau gefärbten Zentralkörnern.
Fig. 13. Sonderbare Karotinausfällungen.
Fig. 14. Zellen wie 8 behandelt. Zwischen intensiv geblänten Cyanophyeinkörnern liegen hier die farblosen Zentralkörner.
Fig. 15. *a* vier mit Osmiumsäure gehärtet und mit Brillantblau gefärbte Verschlusskörper, *b* eine Heteroeyste mit Verschlusskörper und Karotinkristallen.
Fig. 16. Zellen von der Querwand aus gesehen, mit durch verdünnte Kalilauge etwas zur Quellung gebrachten Zentralkörnern.
Fig. 17. Vegetative Zelle, durch Konkavzellen *cc* von den übrigen Zellen des Fadens isoliert, nach darauffolgender Zweiteilung. Membran stärker verdickt, als gewöhnlich.
Fig. 18. Ausstossen einzelner Zellen am Fadenende.

Fig. 19. Heterocyste mit ausgezogener Tüpfelhaut und angrenzende vegetative Zelle, beide durch feine Plasmaverbindung, welche deutlich die Tüpfelmembran durchsetzt, verbunden. Methylenblaufärbung. Verschlusskörper farblos.

Tafel h.

Fig. 1—11, 14 a, 16 *Tolypothrix lanata.*

Fig. 1 a. Fadenstück mit sechs Heterocysten hintereinander. *c* Konkavzelle, *v* gewöhnliche relative Zellen. In den Heterocysten Vakuolen und Verschlusskörper deutlich sichtbar, in den vegetativen Zellen Zentralkörner.

Fig. 1 b. Eine Querwand in perspektivischer Verkürzung mit zwei ansitzenden Verschlusskörpern.

Fig. 2. Zelle nach Zusatz von Salicylaldehyd. Die Chromatophoren treten sehr deutlich hervor, der Zentralkörper ist kontrahiert.

Fig. 3. Zelle von der Querwand aus gesehen, mit schönem strahligen Zentralkörper.

Fig. 4. Tüpfel in der Querwand zwischen zwei Heterocysten.

Fig. 5. Heterocysten mit den durch Brillantblau dunkel gefärbten Verschlusskörpern und Plasmaverbindungen.

Fig. 6. Ebenso.

Fig. 7. Verschlusskörper.

Fig. 8. Faden mit seitlicher Auszweigung unterhalb dreier Heterocysten *h*. *c* Konkavzelle. *v o* vegetative Zellen.

Fig. 9. }
Fig. 10. } Fäden mit vielen Heterocysten, noch ohne Zweigbildung.

Fig. 11. Zentralkörner. *a* Ringkörper, mit Chlorcalciumlösung erzeugt. *b* intaktes Korn von der Fläche aus, *c* und *d* im Profil gesehen. Die Körner sind immer von einem auffallend hell erscheinenden Hof umgeben.

Fig. 12. Idealer Längsschnitt durch eine *Tolypothrix*-Zelle. Zentralkörper hellblau, Cytoplasma farblos, Zentralkörner dunkelblau. Cyanophycinkörner rot, Fetttropfen schwarz, Chromatophoren grün.

Fig. 13. Idealer Querschnitt durch dieselbe Zelle. Färbungen wie in 12.

Fig. 14. *Tolypothrix.* Optisches Verhalten von Membran und Scheide Elastizitätsellipsoide eingezeichnet.

Fig. 15. Optisches Verhalten der Heterocystenmembran von *Nostoc* und *Anabaena.* Elastizitätsellipsoide eingezeichnet.

Fig. 16. *Tolypothrix*-Faden nach energischer Behandlung mit Eau de Javelle und Färbung mit Methylenblau. Membranen fast vollständig (bis auf einen kaum sichtbaren Rest gelöst); Scheiden angegriffen, Protoplasten kontrahiert und frei innerhalb der Scheide schwimmend.

Fig. 17. *Tolypothrix*-Faden, in der Mitte einige Heterocysten mit dunkel erscheinenden Verschlusskörpern. Brillantblau. Mikrophotogramm.

Fig. 18. } Aus normaler Kultur: viele grosse Zentralkörner.
Tolypothrix-Fadenstücke: mit Methylenblau gefärbt.

Fig. 19. } Aus Hungerkultur: Zentralkörner fast verschwunden.
Mikrophotogramme.

Tafel i.

Tolypothrix lanata.

Fig. 1. Methylenblau + Karbolfuchsin. Zelle 1 mit Kernfadenknäuel, 2 und 3 im Stadium 5 des Schema, Zelle 4 im Stadium 4, Zellen 5—7 in Ruhe. Zentralkörper hellblau, Chromosomen dunkler, Zentralkörner schwarzblau, Fett rot, ebenso junge Scheidewände.

Fig. 2. Methylenblau - Karbolfuchsin. Zellen 1—7 in Teilung, 8 und 9 in Ruhe, letztere allein mit Zentralkörnern. Cytoplasma überall rosa gefärbt, was ich nur in Zelle 4 angedeutet habe.

Fig. 3. Eine Endzelle mit Knäuel. Zellen 2 und 3 desselben Fadens mit Chromosomen, deutlich 4 auf der Vorderhälfte der Zelle; in Zelle 2 drei kleine Zentralkörner; Methylenblaufärbung.

Fig. 4. Schöner Zentralkörper einer ruhenden Zelle mit einem Zentralkorn nach Methylenblaufärbung.

Fig. 5. Schwefligesäurefixage - Ammoniakalaun - Hämatoxylin. Alle Zellen anscheinend mit 5 Chromosomen, vollkommen zentralkörnerfrei.

Fig. 6. Faden, welcher bis zu Zelle 3 relativ grosse Zentralkörner führt. Methylenblaufärbung.

Fig. 7. Zelle aus demselben Faden, wie in Fig. 6, in Stadium 4a der Teilung.

Fig. 8. Schwefligsäurefixage, Eisenammoniakalaun-Hämatoxylin.

Fig. 9—20. Methylenblau + Karbolfuchsin.

Fig. 9. }
Fig. 10. } Stadium 4a des Schema.

Fig. 11. Stadium 2.

Fig. 12. Zelle 1 mit schönem Kernfadenknäuel, Zelle 2 in Stadium 4a mit deutlichen Spindelfasern. Fetttropfen rot, ebenso die jungen Zellwände.

Fig. 13. Stadium 4a, ausnahmsweise wenige Chromosomen.

Fig. 14. Zelle 1 Stadium 1, Zelle 2 Stadium 4a, Zelle 3 und 4 Stadium 2.

Fig. 15. Fadenzelle. Stadium 3.

Fig. 16. Fadenzelle. Stadium 3.

Fig. 17. Fadenendzelle. Schöner strahliger Zentralkörper, wohl angehendes Knäuelstadium.

Fig. 18. Fadenendzelle, strahliger Zentralkörper mit schönem Knäuelstadium. Durch etwas kräftigere Karbolfuchsinbehandlung das Cytoplasma schwach gerötet.

Fig. 19. Zelle 3 (nach der Endzelle) im Stadium 4 (resp. 4 a) des Schema.
Fig. 20. *a* und *b* zwei Heterocysten mit Verschlusskörpern und sehr deutlichen hellvioletten Zentralkörpern. *v* Vakuole. In den nach allen Seiten ausstrahlenden Zentralkörpern keine Chromosomen oder Chromatinkörner mehr, wohl aber die letzten Reste von Zentralkörnern. Verschlusskörper vollkommen farblos geblieben.
Fig. 21. Mikrophotogramm eines mit Hämatoxylin - Eisenammoniakalaun gefärbten Fadens. In Zelle 3 sieht man deutlich die drei nach oben gekehrten und bereits quergeteilten Chromosomen.

Tafel k.

Fig. 1—5. *Tolypothrix lanata.*

Fig. 1. Faden nach Altmanns Säurefuchsinmethode behandelt, in Kanadabalsam. Diffus homogen gefärbt die Zellinhalte der Endzelle und der Heterocysten. In den übrigen Zellen sind gefärbt die Cyanophycinkörner, welche nach dem Fadenende zu deutlich an Zahl und Grösse abnehmen. Verschlusskörper der Heterocysten intensiv rot.
Fig. 2. Schwefeligesäurefixage, Eisenammoniakalaun-Hämatoxylin. 1 und 2 Stadium 3 und 4 des Schema, Fig. 12, Taf. k, 3 Stadium 6 und 4 Stadium 2.
Fig. 3. Glycerin-Jodgrün-Karbolfuchsin. Stadium 4 des Schema. Die Zentralkörper bleiben farblos.
Fig. 4. } Schwefligesäurefixage, Eisenammoniakalaun-Hämatoxylin. Die
Fig. 5. } oben liegenden Chromosomen sind dunkler gehalten.

Fig. 6 und 7 a—c. *Oscillaria splendida.*

Fig. 6. *a* Stadium nach 4 des Schema; die Chromosomen sind bereits quergeteilt und in der schmalen Zone werden Spindelfasern sichtbar; die Kugeln sind Zentralkörner. *b* Stadium 2 des Schema. Chromosmiumessigsäurefixage, Loefflers Methylenblau.
Fig. 7. Schwefligsäurefixage - Eisenammoniakalaun - Hämatoxylin.
a Stadium 4. *b* Stadium nach Zerfall der Chromosomen (4 a). *c* Stadium 6. *d* dasselbe wie *c* von einer *Tolypothrix*-Fadenzelle.
Fig. 8 und 9. *Tolypothrix lanata.*
Fig. 8. Glycerinmethylenblau. 1 Stadium 2 und 2 Stadium 3 des Schema. Die Grundsubstanz des Kernes hebt sich deutlich vom umgebenden Cytoplasma ab, die Zentralkörner violett.
Fig. 9. Glycerinmethylenblau. Stadium 4 a des Schema. Fünf Zentralkörner, die zwei dunklen oben, die zwei etwas helleren tiefer, die fünfte ganz helle am tiefsten gelegen.
Fig. 10. *Oscillaria.* Methylenvitalfärbung.
a Endzelle.
b Drei Zellen aus der Fadenmitte, α Stadium 3, β Stadium 4, γ Stadium 6 des Schema, β lässt die Spindelfasern ziemlich deutlich erkennen.
c Stadium 4 des Schema, kleine Zentralkörner.
d Stadium 2 des Schema.

Fig. 11. *Tolypothrix lanata.* Fadenende mit Essigkarmin gefärbt, in Kanadabalsam. Die letzten drei Zellen vollkommen frei von Cyanophycinkörnern, welche in den übrigen Zellen als schwarze Kügelchen erscheinen, deren Zahl nach unten zunimmt.

Fig. 12 1—6. Schematische Darstellung der Teilungsphasen des Kernes von *Tolypothrix.*

Fig. 13. *Oscillaria*-Species. Methylenblau-Lebendfärbung. Stadium 4 a des Schema. Zentralkörner schwarzblau gefärbt, den Chromosomen angelagert.

Fig. 14. *a* Knäuelstadium des Kernfadens in der Endzelle eines *Tolypothrix*-Fadens.
b flache Zelle mit eingeschnürtem Zentralkörper.
c langcylindrische Zelle im Stadium 4 a.
Eisenammoniakalaun-Hämatoxylin-Kanadabalsam.

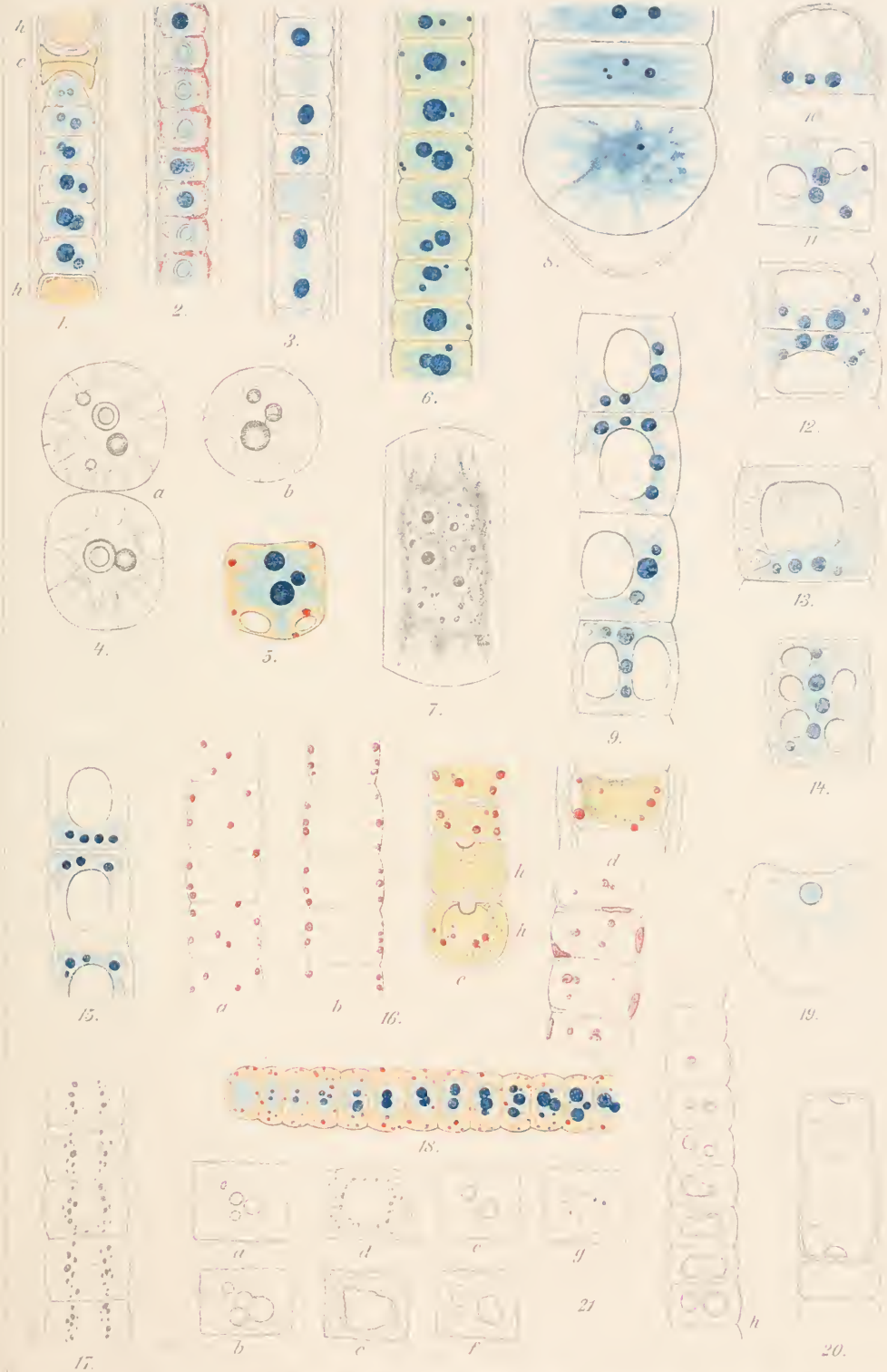
Fig. 15, 16 und 17. *Tolypothrix lanata.* Schwefligesäure-Ammoniakalaun-Hämatoxylin. 15—16. Verschiedene Teilungsstadien, von denen das in Zelle 3 selten von mir gesehen werden konnte. 17. Ein dünner Fadenknäuel in der Endzelle.

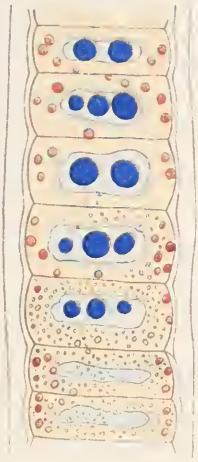
Fig. 18. und 19. *Oscillaria splendida.*

Fig. 18. Methylenblauvitalfärbung.
a Fadenende. Zellen in starker Streckung, an welcher der nur sehr schwach sich färbende Zentralkörper teilnimmt.
b Mitte desselben Fadens. Drei Zellen in Teilung, zwei in Stadium 2 des Schema, die dritte in Stadium 3, die vierte Zelle mit ruhendem Kern; in allen Zellen Zentralkörner.

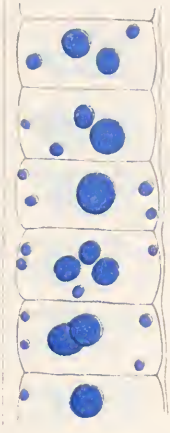
Fig. 19. *a*, *c* und *d* *Oscillaria splendida.* *b* *Oscillaria*-Species. Mit Methylenblau vital gefärbt; die Fäden führten während des Zeichnens noch lebhafte Bewegungen aus. *a* ist eine ausnehmend breite Form des Stadiums 4. *b* rührt von einer äusserst dünnfädigen *Oscillaria*-Species her; die Zentralkörner wölben sich stark hervor, sind aber, wie Kontraktion des Zentralkörpers lehrt, in demselben ganz eingebettet. Die farblosen Körner in *d* sind Cyanophycinkörner.

Buchdruckerei v. Ant. Kämpfe, Jena.


h
c
h
1.
2.
3.
6.
8.
10.
11.
12.
13.
14.
a
b
4.
5.
7.
9.
15.
a
b
16.
h
h
c
d
19.
18.
17.
a
d
c
g
b
c
f
21
h
20.

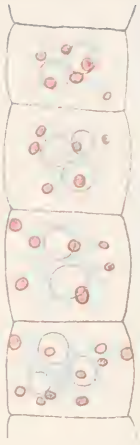


1.

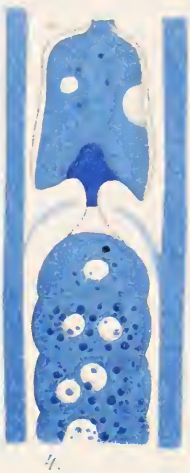


2.

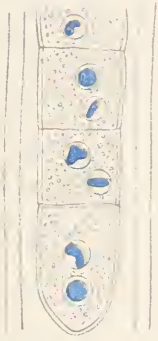
6.



3.



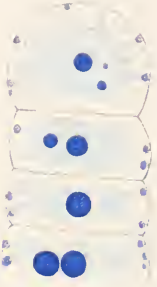
4.



5.

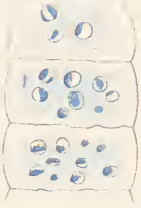
7.

9.

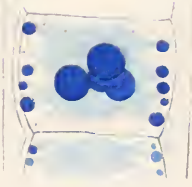


11.

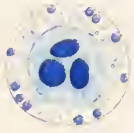
15.



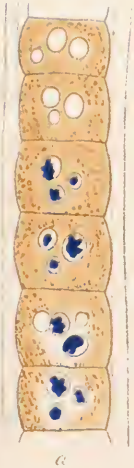
8.



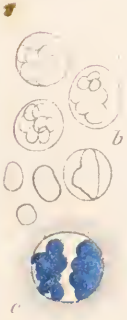
10.



12.



a



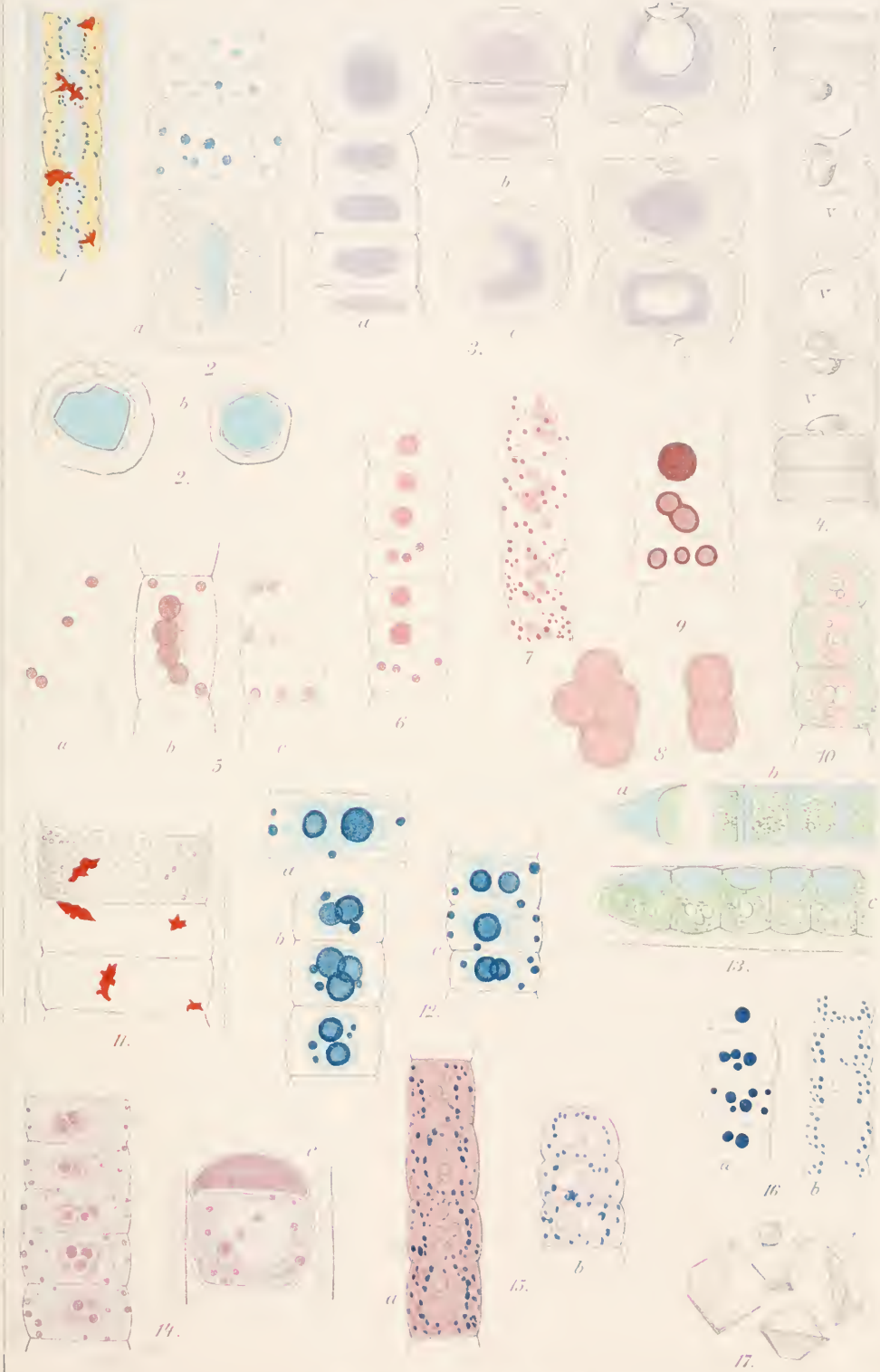
13.

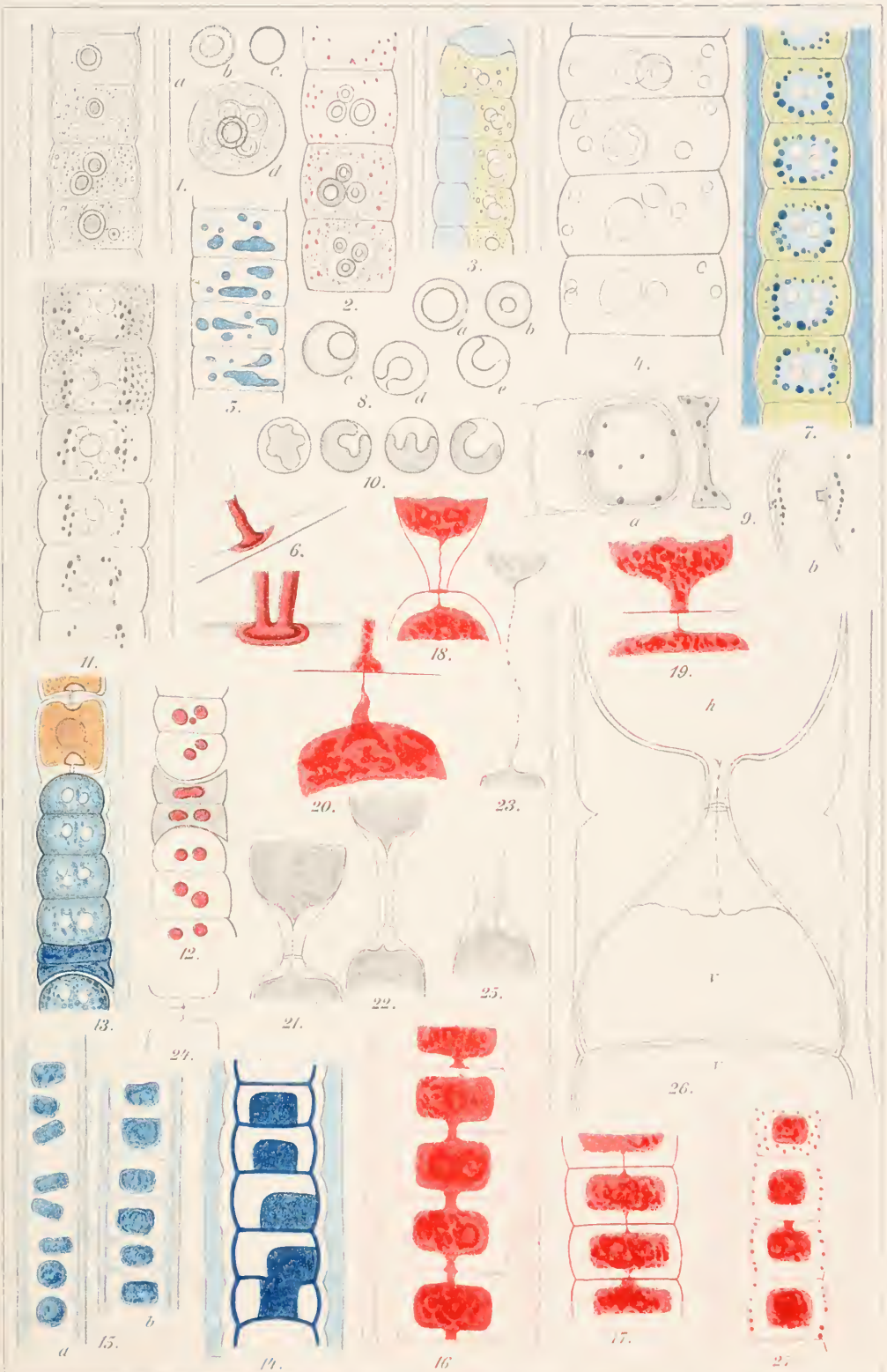
a

14.

f

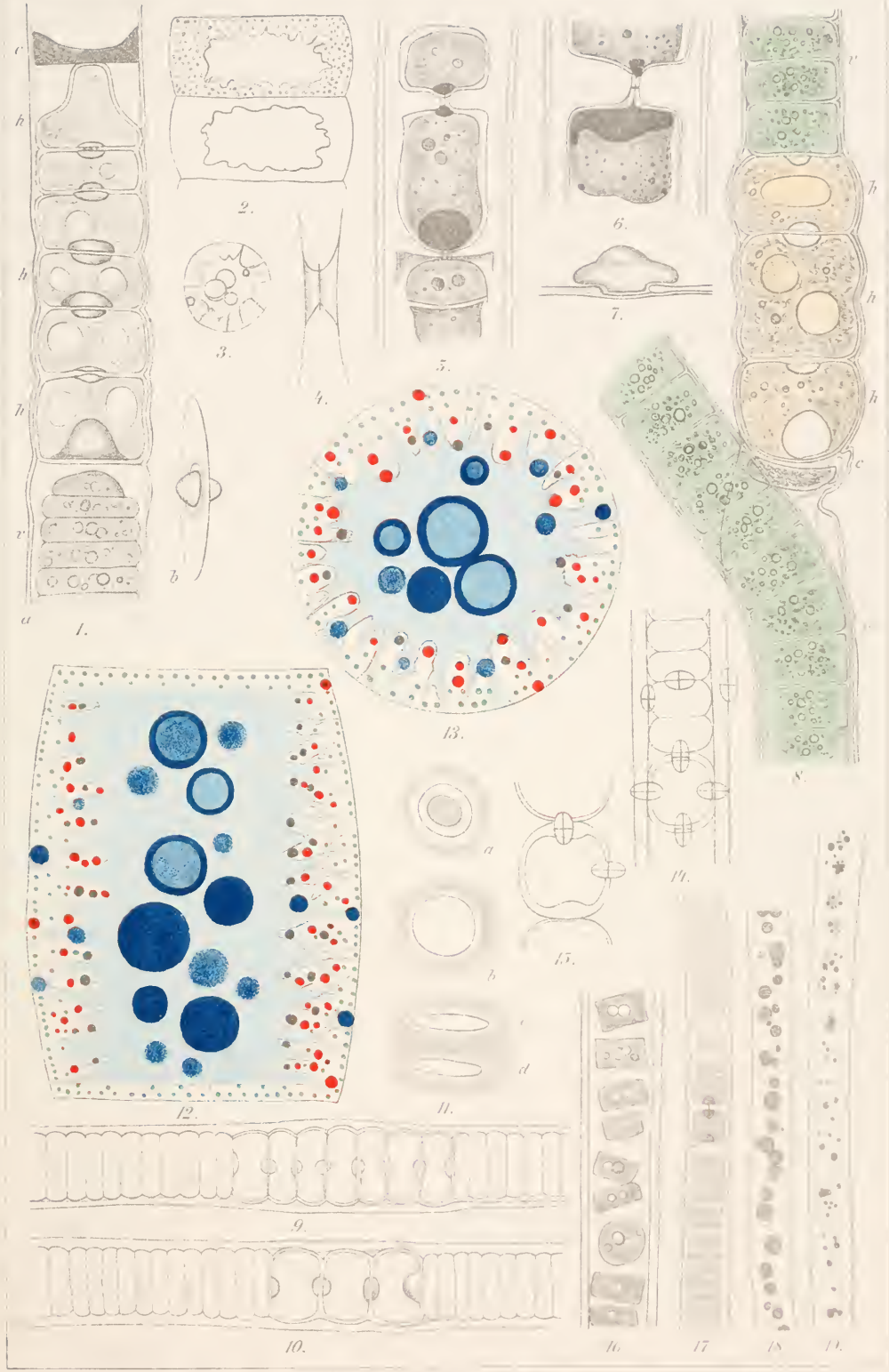
16.

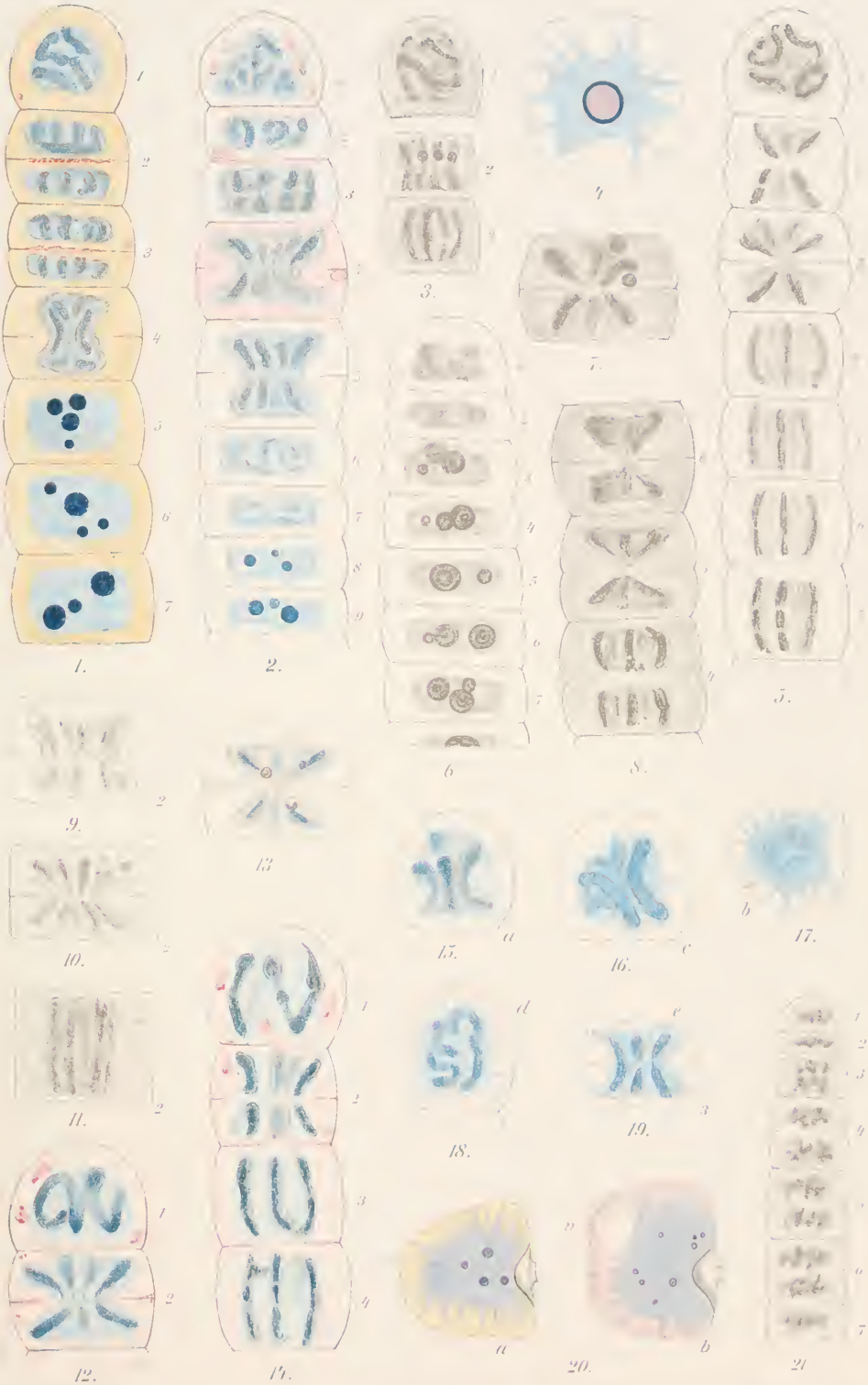


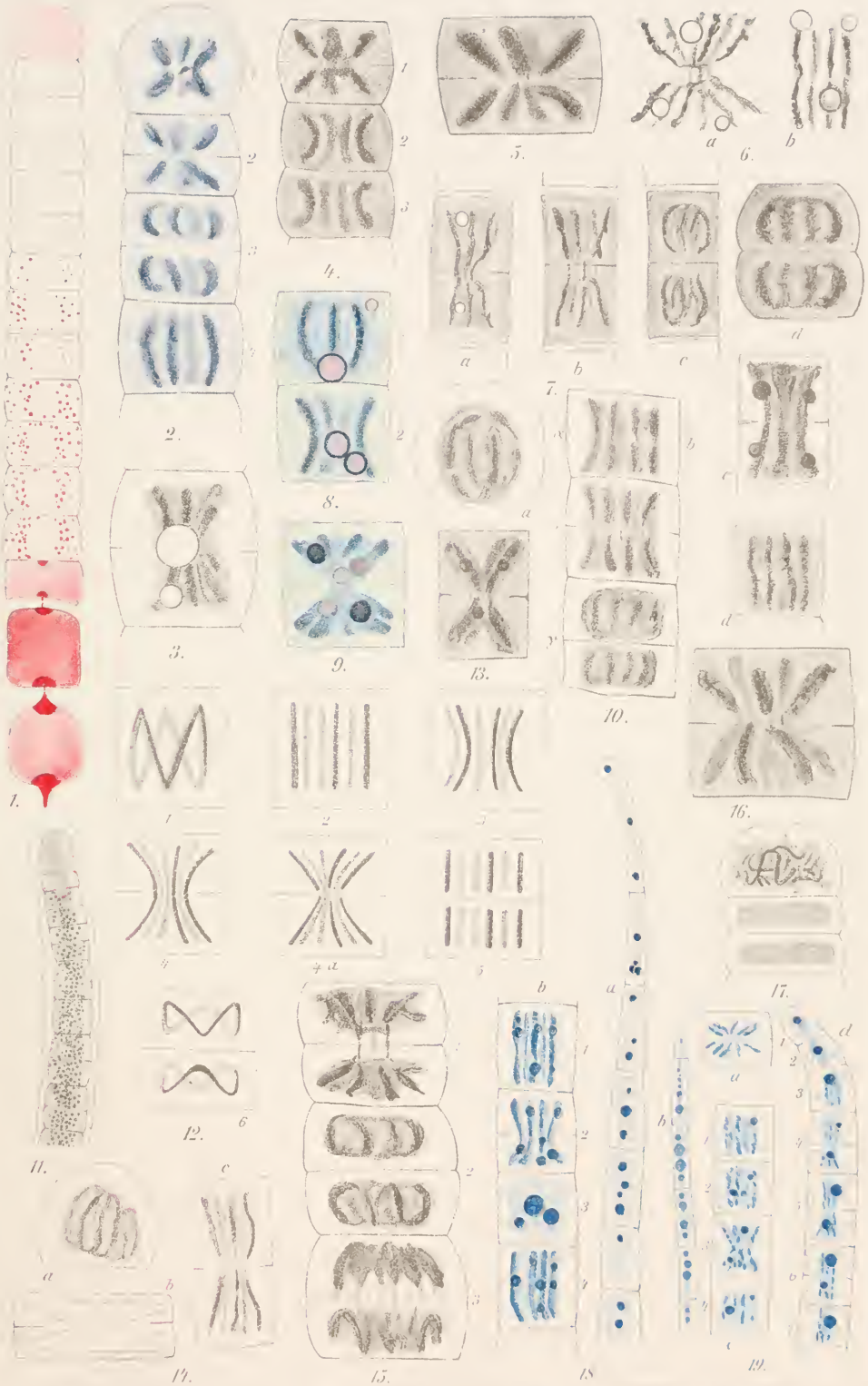


Kohl, Cyanophyceenzellen

1.
2.
3.
4.
5.
6.
7.
a
b
c
8.
a
c
9.
c
c
c
10.
11.
12.
c
13.
14.
15.
16.
17.
18.
19.


c
h
h
h
r
a
1.
2.
3.
4.
b
5.
6.
7.
r
h
h
h
c
8.
13.
12.
a
b
11.
c
d
14.
15.
9.
10.
16
17
18
19





Ueber die

Organisation und Physiologie der Cyanophyceenzelle

und die mitotische Teilung ihres Kernes

von

Dr. F. G. Kohl

a. o. Professor der Botanik an der Universität Marburg.

Mit 10 lithographischen Tafeln.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.
1903.

Die Beihefte zum botanischen Centralblatt, Originalarbeiten, herausgegeben von Prof. Dr. **Oskar Uhlworm** in Berlin und Prof. Dr. **F. G. Kohl** in Marburg, welche früher im Verlage der Herren Gebr. Gotthelft in Cassel erschienen, sind mit Beginn des XII. Bandes in den Verlag von Gustav Fischer in Jena übergegangen und stehen in **keinem Verhältnisse zu der „Association Internationale des botanistes".**

Redaktion und Verlag werden alles aufbieten, um den Herren Botanikern Gelegenheit zu bieten, ihre wissenschaftlichen Arbeiten auf dem Gesamtgebiete der Botanik in schnellster Weise und in bester äusserer Ausstattung den Fachgenossen der Erde zur Kenntnis zu bringen.

Um zu erreichen, dass die Arbeiten in allerkürzester Zeit veröffentlicht werden können, wird jede eingelaufene Arbeit möglichst sofort in Druck genommen und ihre Herstellung so beschleunigt werden, dass die Publikation unter Umständen schon innerhalb zweier Wochen erfolgen kann. Aufnahme finden gediegene Originalarbeiten aus allen Disciplinen der Botanik; sie können in deutscher, englischer oder französischer Sprache veröffentlicht werden.

Die **„Beihefte"** erscheinen in Zukunft wie bisher in zwanglosen Heften, die in Bände von etwa 35 Bogen Umfang zum Preise von **16 Mark** für den Band zusammengefasst werden.

Bestellungen nimmt jede Buchhandlung Deutschlands und des Auslands entgegen.

Bau und Leben unserer Waldbäume. Von Dr. **M. Büsgen,** Prof. an der Grossh. Sächs. Forstlehranstalt in Eisenach. Mit 100 Abbildungen. 1897. Preis: 6 Mark.

Die Farnkräuter der Erde. Beschreibende Darstellung der Geschlechter und wichtigeren Arten der Farnpflanzen mit besonderer Berücksichtigung der Exotischen. Von Dr. **H. Christ,** Basel. Mit 291 Abbildungen. 1897. Preis: 12 Mark.

Das kleine pflanzenphysiologische Praktikum. Anleitung zu pflanzenphysiologischen Experimenten. Für Studierende und Lehrer der Naturwissenschaften. Von Dr. **W. Detmer,** Prof. an der Universität Jena. Mit 163 Abbildungen. 1903. Preis: brosch. 5 Mark 50 Pf., geb. 6 Mark 50 Pf.

Untersuchungen über den Bau der Cyanophyceen und Bakterien. Von **Alfred Fischer,** o. Prof. der Botanik in Basel. Mit 3 Tafeln. Preis: 7 Mark.

Die Farngattung Niphobolus. Eine Monographie. Von Dr. **K. Giesenhagen,** Prof. der Botanik in München. Mit 20 Abbildungen. 1901. Preis: 5 Mark 50 Pf.

Organographie der Pflanzen insbesondere der **Archegoniaten und Samenpflanzen.** Erster Teil: **Allgemeine Organographie.** Von Dr. **K. Goebel,** Prof. an der Universität München. Mit 130 Abbildungen im Text. 1898. Preis: 6 Mark.

——— Zweiter Teil: **Specielle Organographie.** 1. Heft: Bryophyten. Mit 128 Abbildungen im Text. 1898. Preis: 3 Mark 80 Pf. 2. Heft: Pteridophyten und Samenpflanzen. Erster Teil. Mit 173 Abbildungen im Text. 1900. Preis: 7 Mark. Zweiter Teil (Schluss des Ganzen). Mit 107 Textabbildungen. 1901. Preis: 5 Mark.

Die Gattung Cyclamen L., eine systematische und biologische Monographie. Von Dr. Friedrich Hildebrand, Prof. der Botanik zu Freiburg in Br. Mit 6 lithographischen Tafeln. 1898. Preis: 8 Mark.

Lehrbuch der Pharmakognosie des Pflanzenreiches. Für Hochschulen und zum Selbstunterricht. Mit Rücksicht auf das neue deutsche Arzneibuch. Von Dr. **George Karsten**, a. o. Prof. der Botanik an der Universität Bonn. Mit 528 Abbildungen im Text. 1903. Preis: 6 Mark, geb. 7 Mark.

Bisher erschienen Heft 1—4 der:

Vegetationsbilder. Von Dr. **G. Karsten**, Prof. an der Universität Bonn, und Dr. **H. Schenck**, Prof. a. d. Technischen Hochschule Darmstadt.

Unter dem Namen „**Vegetationsbilder**" erscheint hier eine Sammlung von Lichtdrucken, die nach sorgfältig ausgewählten photographischen Vegetationsaufnahmen hergestellt sind. Verschiedenartige Pflanzenformationen und Genossenschaften möglichst aller Teile der Erdoberfläche in ihrer Eigenart zu erfassen, charakteristische Gewächse, welche der Vegetation ihrer Heimat ein besonderes Gepräge verleihen und wichtige ausländische Kulturpflanzen in guter Darstellung wiederzugeben, ist die Aufgabe, welche die Herausgeber sich gestellt haben.

Der Preis für das Heft von 6 Tafeln ist auf 2,50 Mark festgesetzt worden unter der Voraussetzung, dass alle Lieferungen bezogen werden. Einzelne Hefte werden mit 4 Mark berechnet.

Ueber das Verhältnis des männlichen und weiblichen Geschlechts in der Natur. Von Dr. **Georg Klebs**, Prof. in Halle. 1894. Preis: 80 Pf.

Ueber einige Probleme der Physiologie der Fortpflanzung. Von Dr. **Georg Klebs**, Prof. in Halle. 1895. Preis: 75 Pf.

Ueber die Fortpflanzungs-Physiologie der niederen Organismen, der Protobionten. Spezieller Teil: **Die Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen Algen und Pilzen.** Von Dr. **Georg Klebs**, Prof. in Halle. Mit 3 Tafeln und 15 Textfiguren. 1896. Preis: 18 Mark.

Soeben erschien:

Willkürliche Entwickelungsänderungen bei Pflanzen. Ein Beitrag zur Physiologie der Entwickelung. Von Dr. **Georg Klebs**, Prof. in Halle. Mit 28 Abbildungen im Text. 1903. Preis: 4 Mark.

Pathologische Pflanzenanatomie. In ihren Grundzügen dargestellt. Von Dr. **Ernst Küster**, Dozent für Botanik an der Universität zu Halle a. S. Mit 121 Abbildungen im Text. 1903. Preis: 8 Mark.

Ein Blick in die Geschichte der botanischen Morphologie und die Pericaulom Theorie. Von Dr. **H. Potonié**, Kgl. preuss. Landesgeologe und Professor bezw. Privatdozent der Paläobotanik an der Kgl. Bergakademie und der Universität zu Berlin. (Erweiterter Abdruck aus der naturwissenschaftl. Wochenschrift Neue Folge. II. Band, der ganzen Reihe XVIII. Band.) Mit 9 Abbildungen. 1902. Preis: 1 Mark.

Gesammelte Abhandlungen. Von **N. Pringsheim.** Herausgegeben von seinen Kindern. Erster Band: **Befruchtung, Vermehrung und Systematik der Algen.** Mit einem Bildnis des Verfassers und 28 lithographischen Tafeln. Preis: 20 Mark.

Zweiter Band: **Phycomyceten, Charen, Mosse, Farne.** Mit 32 lithographischen Tafeln. Preis: 15 Mark.

Dritter Band: **Zellenbau, Morphologisches, Historisches.** Mit 13 lithographischen Tafeln. Preis: 12 Mark.

Vierter Band: **Chlorophyll, Assimilation, Lichtwirkung, Sauerstoffabgabe, Osmotische Versuche.** Mit 22 lithographischen Tafeln und 7 Abbildungen im Text. Preis: 13 Mark.

Mitteilungen, botanische, aus den Tropen, herausgegeben von A. F. W. Schimper, weil. Prof. der Botanik an der Universität Basel. 9 Hefte. 1888 bis 1901. Lex.-Form. Preis: 109 Mark.

Heft I: Schimper, A. F. W., **Die Wechselbeziehungen zwischen Pflanzen und Ameisen im tropischen Amerika.** 1888. Mit 3 Tafeln. Preis: 4 Mark 50 Pf. (Vergriffen.)

Heft II: Schimper, A. F. W., **Die epiphytische Vegetation Amerikas.** Mit 6 Tafeln. 1888. Preis: 7 Mark 50 Pf.

Heft III: Schimper, A. F. W., **Die indo-malayische Strandflora.** Mit 7 Textfiguren, 1 Karte und 7 Tafeln. 1891. Preis: 10 Mark.

Heft IV: Schenck, H., Dr., Privatdozent an der Universität Bonn, **Beiträge zur Biologie und Anatomie der Lianen,** im besonderen der in Brasilien einheimischen Arten. I. Teil: Beiträge zur Biologie der Lianen. Mit 7 Tafeln. 1892. Preis: 15 Mark.

Heft V: Schenck, H., **Beiträge zur Biologie und Anatomie der Lianen,** im besonderen der in Brasilien einheimischen Arten. II. Teil: Beiträge zur Anatomie der Lianen. Mit 12 Tafeln und 2 Text-Zinkographien. 1893. Preis: 20 Mark.

Heft VI: Möller, Alfred, **Die Pilzgärten einiger amerikanischer Ameisen.** Mit 7 Tafeln und 4 Holzschnitten. 1893. Preis: 7 Mark. (Vergriffen.)

Heft VII: Möller, Alfred, **Brasilische Pilzblumen.** Mit 8 Tafeln. 1895. Preis: 11 Mark.

Heft VIII: Möller, Alfred, **Protobasidiomyceten.** Untersuchungen aus Brasilien. Mit 6 Tafeln. 1895. Preis: 10 Mark.

Heft IX: Möller, Alfred, **Phycomyceten und Ascomyceten.** Untersuchungen aus Brasilien. Mit 11 Tafeln und 2 Textabbildungen. 1901. Preis: 24 Mark.

Die Reizleitung und die reizleitenden Strukturen bei den Pflanzen. Von Dr. B. Němec, Privatdozent der Botanik an der K. K. böhmischen Universität in Prag. Mit 3 Tafeln und 10 Abbildungen im Text. 1901. Preis: 7 Mark.

Die Kulturgewächse der deutschen Kolonien und ihre Erzeugnisse. Für Studierende und Lehrer der Naturwissenschaften, Plantagenbesitzer, Kaufleute und alle Freunde kolonialer Bestrebungen. Nach dem gegenwärtigen Stande unserer Kenntnisse bearbeitet. Von Prof. Dr. R. **Sadebeck,** Direktor des botanischen Museums und des botanischen Laboratoriums für Warenkunde zu Hamburg. Mit 127 Abbildungen. 1899. Preis: 10 Mark, geb. 11 Mark.

Pflanzengeographie auf physiologischer Grundlage. Mit 502 als Tafeln oder in den Text gedruckten Abbildungen in Autotypie, 5 Tafeln in Lichtdruck und 4 geographischen Karten. Von Dr. **A. F. W. Schimper,** a. o. Prof. an der Universität Bonn. 1898. Preis: brosch. 27 Mark, eleg. in Halbfranz geb. 30 Mark.

Die Reduktion der Chromosomenzahl und ihre folgenden Kernteilungen in den Embryosackmutterzellen. Von **J. Schniewind-Thies.** Mit 5 lithographischen Tafeln. 1901. Preis: 7 Mark.

Ant. Kämpfe, Buchdruckerei, Jena.